

Aus dem  
Veterinärwissenschaftlichen Department  
der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Arbeit angefertigt unter der Leitung von Priv.-Doz. Dr. Johann Maierl

# Topographisch-klinische Untersuchungen zum Zehenendorgan von Ziege und Schaf

Inaugural-Dissertation  
zur Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde  
der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München

von  
Thomas Köppen  
aus  
Landshut

München 2014

**Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München**

**Dekan:** Univ.-Prof. Dr. Joachim Braun

**Berichterstatter:** Priv.-Doz. Dr. Johann Maierl

**Korreferent:** Univ.-Prof. Dr. Rolf Mansfeld

Tag der Promotion: 12. Juli 2014

*Meinen lieben Eltern  
in Dankbarkeit  
gewidmet*

## Inhaltsverzeichnis

1	Einleitung .....	2
2	Literaturübersicht .....	4
2.1	Anatomie der Klaue kleiner Wiederkäuer .....	4
2.1.1	Skelett des Fußes .....	5
2.1.2	Gelenke des Fußes .....	10
2.1.3	Muskulatur des Fußes .....	13
2.1.4	Haut .....	17
2.1.5	Bildung des Klauenhorns .....	23
2.1.6	Klauenschuh .....	25
2.1.7	Klauensegmente .....	25
2.1.8	Klauenbeinträger .....	33
2.1.9	Biomechanik der Klaue .....	37
2.1.10	Zwischenklauensäckchen .....	37
2.2	Pathologische Veränderungen .....	38
2.2.1	Fütterung .....	39
2.2.2	Krankheiten .....	40
2.3	Klauenpflege .....	40
2.4	Anatomische Grundlagen und Lokalanästhesie .....	41
2.4.1	Anatomische Grundlagen .....	42
2.4.2	Lokalanästhesie .....	61
3	Material und Methoden .....	69
3.1	Material .....	69
3.1.1	Auswahl der Untersuchungstiere .....	70
3.2	Methoden .....	70
3.2.1	Herstellung der histologischen Präparate .....	70
3.2.2	Rasterelektronenmikroskopie .....	72
3.2.3	Korrosionsanatomie .....	74
3.2.4	Sagittalschnitte .....	78
3.2.5	Tierversuch zur retrograden intravenösen Stauungsanästhesie beim Schaf .....	79
4	Ergebnisse .....	85
4.1	Makroskopische Untersuchungen .....	85



---

4.1.1	Definition der einzelnen Segmente .....	85
4.1.2	Dermis .....	92
4.1.3	Subkutis .....	92
4.2	Mikroskopische Untersuchungen .....	93
4.2.1	Saumsegment.....	96
4.2.2	Kronsegment .....	104
4.2.3	Wandsegment und weiße Linie.....	112
4.2.4	Sohlensegment.....	122
4.2.5	Ballensegment.....	126
4.3	Untersuchungen zur retrograden intravenösen Stauungsanästhesie beim Schaf.....	133
5	Diskussion .....	136
5.1	Untersuchungen zur Klaue der Ziege .....	136
5.1.1	Makroskopische Untersuchungen.....	136
5.1.2	Lichtmikroskopische Untersuchungen .....	138
5.1.3	Rasterelektronenmikroskopische Untersuchungen.....	152
5.2	Untersuchungen zur Stauungsanästhesie beim Schaf .....	155
6	Zusammenfassung .....	162
7	Summary .....	164
8	Anhang .....	166
8.1	1. Versuchstag: Vordergliedmaße .....	166
8.1.1	Kontrolltiere 1-5 .....	166
8.1.2	Versuchstiere 1-10.....	171
8.2	2. Versuch: Hintergliedmaße .....	183
8.2.1	Kontrolltiere 1-5 .....	183
8.2.2	Versuchstiere 1-10:.....	189
9	Abbildungsverzeichnis .....	201
10	Tabellenverzeichnis .....	203
11	Literaturverzeichnis.....	205
	Danksagung .....	222

## Abkürzungsverzeichnis

A., Aa.	Arteria, Arteriae
A	Atmung
Art.	Articulatio
For.	Foramen
kg	Kilogramm
Lig., Ligg.	Ligamentum, Ligamenta
M., Mm.	Musculus, Musculi
MCG	Membrane Coating Granules
MCM	Membrane Coating Material
Min	Minute
P	Puls
Proc., Procc.	Processus, Processus
R.	Ramus
RIRA	Retrograde Intravenous Regional Anaesthesia
Sek	Sekunde
Str.	Stratum
V., Vv.	Vena, Venae
ISTVAN	Intravenöse Stauungsanästhesie

Alle anatomischen Termini wurden gemäß der 5. Auflage der Nomina Anatomica Veterinaria verwendet (NAV, 2005).

## 1 Einleitung

Kleine Wiederkäuer werden schon seit jeher als Milch-, Fleisch- und Felllieferanten gehalten, mittlerweile haben sie auch Bedeutung für Lehre und Forschung. Zudem gewinnen immer mehr exotische Rassen Bedeutung als Liebhabertiere (GIOVANOLI, 1917; GWENDOLYN und SANDEE, 1996). Schwerwiegende Klauenleiden führen zu wirtschaftlichen Verlusten wie Milchrückgang, Abmagerung, Tod, Kosten für die Tierkörperbeseitigung, Tierarzt- und Medikamentenkosten sowie zeitlicher Aufwand für das Personal. Es hat sich darüber hinaus erwiesen, dass die Produktionsleistung eines Tieres erheblich von seinem Wohlbefinden abhängt (AVEMANN, 1974; HOHMANN, 1901; MÜLLING und HAGEN, 2012; WEAVER, 1988). Aus diesen Gründen kann eine frühzeitige Behandlung von Klauenerkrankungen bei kleinen Wiederkäuern nicht hoch genug eingeschätzt werden.

Durch Befragungen unter praktizierenden Tierärzten im Rahmen mehrerer Arbeiten wurde deren Wahrnehmung von Schmerzen bei Tieren erforscht. Die Schmerzbehandlung ist unter Kleintierpraktikern weit verbreitet, wohingegen sie bei Nutztieren, vor allem bei Rindern unzureichend praktiziert wird (BARRETT, 2004; HUXLEY und WHAY, 2006; WILLIAMS et al., 2005). Nach Meinung der meisten Befragten ist die Klauenamputation der schmerzhafteste Eingriff, wobei im Gegensatz zu Rindern und Schafen, Ziegen eine sehr geringe Toleranz gegenüber Schmerz zeigen (GRAY und MCDONELL, 1986; HUXLEY und WHAY, 2006). Jede schmerzhaft Manipulation bedeutet erheblichen Stress für die Tiere und sollte daher unter absoluter Schmerzausschaltung durchgeführt werden. Unter den Gesichtspunkten des Tierschutzes ist die Schmerzfreiheit des Patienten eine unverzichtbare Voraussetzung für eine Operation (MAIERL und NUSS, 2004b). Allerdings sprechen folgende physiologischen Besonderheiten gegen eine Vollnarkose beim kleinen Wiederkäuer: die kleine Lungenkapazität, die durch den Druck der gefüllten Eingeweide weiter vermindert wird, Atemdepression, Tympaniegefahr, regurgitierter Panseninhalt sowie dessen Aspirationsgefahr (AVEMANN, 1974; KOMAR, 1991; KÜPPER, 1984; MUIR et al., 1995b; SKARDA, 1996; SKARDA und TRANQUILLI, 2007; WESTHUES und FRITSCH, 1961b).

---

Aufgrund dessen bieten sich verschiedene Formen der Lokalanästhesie an. Beim Rind wird die retrograde Stauungsanästhesie routinemäßig bei Operationen an den Füßen und Klauen angewendet. Hierbei handelt es sich um eine einfache aber effiziente Möglichkeit zur absoluten Schmerzausschaltung in einem Behandlungs- oder Operationsgebiet, bei der keine detaillierten anatomischen Kenntnisse nötig sind (KOFLER et al., 2004; MAIERL und NUSS, 2004b; MUIR et al., 1995a; NUSS, 2004; NUSS und STEINER, 2004; SKARDA und TRANQUILLI, 2007; TAYLOR, 1998). Durch diese zeitsparende, einfache und sichere Methode der Lokalanästhesie werden unter praktischen Bedingungen Gewebstraumata und das Risiko von Infektionen minimiert (ESTILL, 1977). Daher hat diese besondere Form der Infiltrationsanästhesie die Leitungsanästhesie für die Schmerzausschaltung bei Operationen am Fuß weitgehend ersetzt hat (MAIERL und NUSS, 2004b).

Diese für das Rind etablierte Methode sollte im Rahmen der vorgestellten Untersuchung auf ihre Anwendbarkeit und Praktikabilität beim Schaf überprüft werden.

Zur mikroskopischen Anatomie der Klaue von Rindern, Schafen und Schweinen liegen diverse Studien vor (DIRKS, 1985; FÜRST, 1992; GEYER, 1980; ROSSKOPF, 1986; ROSSKOPF und GEYER, 1987; WILKENS, 1963), ebenso sind Untersuchungen über die Ziege vorhanden (STROBEL, 2009; WARZECHA, 1993).

Die vorliegende Veröffentlichung beschäftigt sich des Weiteren mit den licht- sowie rasterelektronenmikroskopischen Normalanatomie der Bunten deutschen Edelziege und stellt eine Ergänzung zu bereits vorhanden Forschungsergebnissen dar, um eine Vergleichsmöglichkeit für pathohistologische Verhältnisse bei Klauenveränderungen der Ziegen zu bieten.

## 2 Literaturübersicht

### 2.1 Anatomie der Klaue kleiner Wiederkäuer

Mit dem Begriff Klaue bezeichnet man den Hornschuh und die von ihm umschlossenen Strukturen. Die Klaue der kleinen Wiederkäuer umschließt das Klauenbein (Abb. 2), das distale Sesambein sowie das distale Ende des Kronbeins, welche gemeinsam das Klauengelenk bilden. Zum sehnigen Anteil der Klaue werden die jeweiligen Endabschnitte der Streck- und Beugesehne gezählt, die am Klauenbein inserieren. Zwischen dem Endschenkel der tiefen Beugesehne und dem distalen Sesambein liegt die Bursa podotrochlearis. Des Weiteren ziehen Nerven und Blutgefäße distal, welche die Versorgung dieser Gewebe sicherstellen (MAIERL und MÜLLING, 2004a; NICKEL et al., 2001; SEIFERLE und FREWEIN, 2001).

Der Hornschuh umschließt die oben genannten Strukturen und bietet der Gliedmaßenspitze Schutz gegen mechanische, chemische und biologische Noxen. Die verhornte Klauenhaut besteht, wie das gesamte Integumentum commune, hier stark modifiziert, aus den drei Schichten: Oberhaut, Lederhaut und Unterhaut (BRAGULLA et al., 2005; HABERMEHL, 1996).

An jeder Gliedmaße befinden sich zwei Hauptklauen, die die Aufgabe der Fußung übernehmen, und zwei Afterklauen, welche lediglich bei weichem Grund unterstützende Funktion haben. Letzteren fehlt beim kleinen Wiederkäuer, im Gegensatz zum Rind, meist jede knöcherne Grundlage. Sie sind also reine Hautgebilde und mit der Gliedmaße lediglich bindegewebig verbunden (BRAGULLA et al., 2005).

Die knöchernen Anteile der Klaue der kleinen Wiederkäuer sind die Vorder-/Hinterzehenknochen, *Ossa digitorum manus/pedis*. Sie bestehen phylogenetisch betrachtet aus fünf Vorderzehen, welche beim Wiederkäuer typischerweise durch die vollständige Aufrichtung der Fußknochen auf die beiden Hauptzehen, die dritte und vierte, zurückgebildet sind (ZIETZSCHMANN, 1918). Zusätzlich sind zwei rudimentäre Afterzehen ausgebildet, die bei Schaf und Ziege oft fehlen. Die Zehenknochen lassen sich von proximal nach distal gliedern in die Grundphalange (Phalanx proximalis oder Fesselbein (Abb. 1; Abb. 2)), die Mittelphalange (Phalanx media oder Kronbein) und die Endphalange (Phalanx distalis oder Klauenbein (Abb.

1; Abb. 2)). Im Zehengrund- und Zehenendgelenk sind auf der palmaren Fläche Gleichbeine, Ossa sesamoidea, vorhanden. Proximal der Grundphalange ist das Röhrbein, Os metacarpale, gelenkig mit den Fesselbeinen verbunden (LIEBICH et al., 2005; NICKEL et al., 2001; SALOMON, 2005).

### 2.1.1 Skelett des Fußes

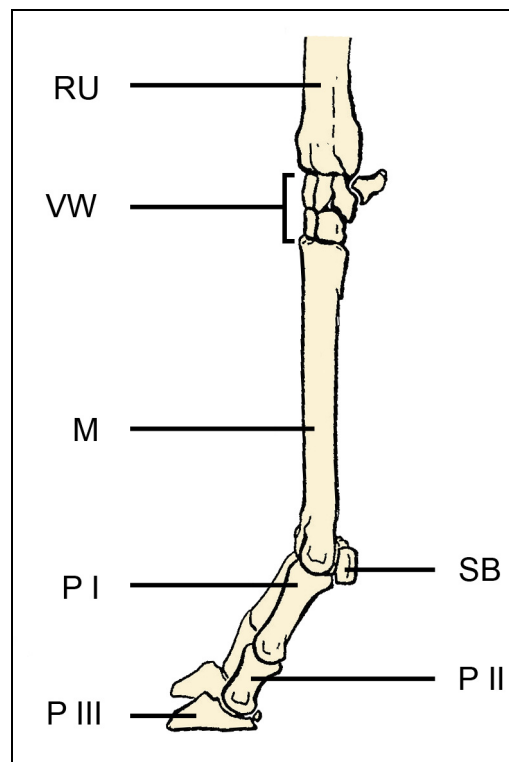


Abb. 1: Knochen der linken Vordergliedmaße einer Ziege von abaxial (MARTIN, 1919)

M – Mittelfußknochen; P I – Fesselbein (Phalanx I); P II – Kronbein (Phalanx II); P III – Klauenbein (Phalanx III); SB – proximale Sesambeine; RU – Radius und Ulna; VW – Vorderfußwurzelknochen.

Da beim Wiederkäuer die Vorder- und Hintergliedmaße distal des Röhrbeins nahezu identisch sind, beziehen sich sämtliche Beschreibungen für diesen Bereich lediglich auf die Vordergliedmaße, außer es wird explizit anders erwähnt. Die Angabe „palmar“ entspricht somit „plantar“.

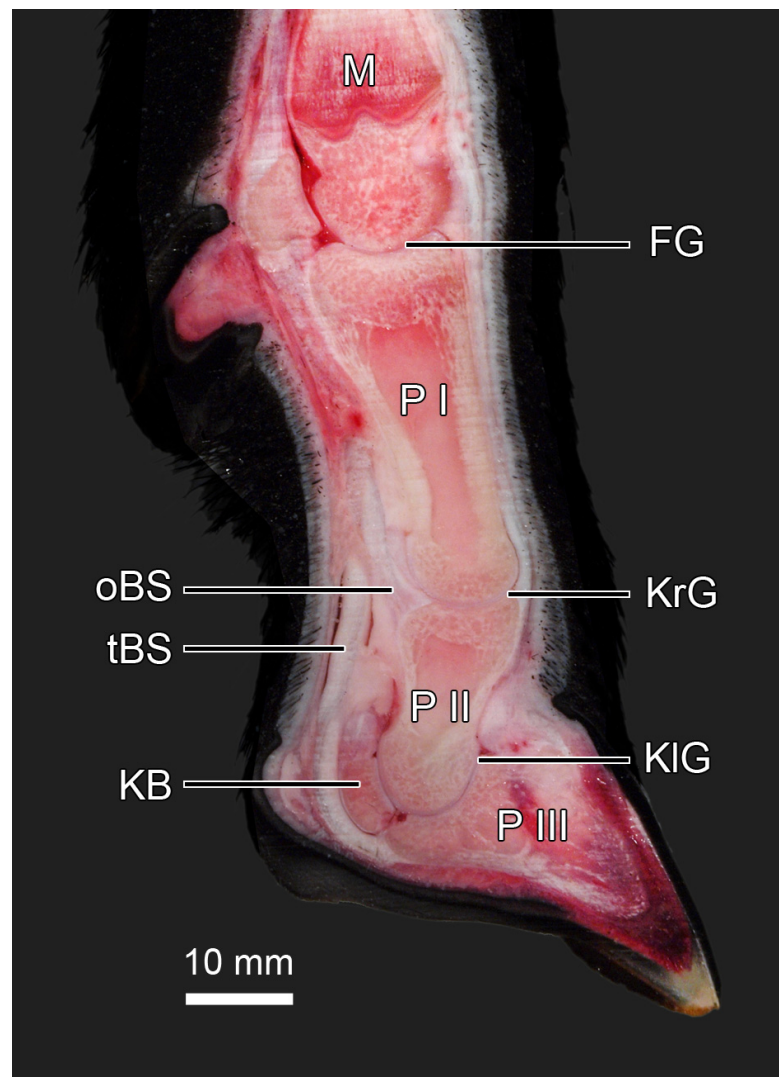


Abb. 2: Sagittalschnitt eines 5 Monate alten Kamerunschafs

FG – Fesselgelenk; KB – Klauensesambein; KIG – Klauengelenk; KrG – Krongelenk; M – Mittelfußknochen; oBS – oberflächliche Beugesehne; P I – Fesselbein (Phalanx I); P II – Kronbein (Phalanx II); P III – Klauenbein (Phalanx III); tBS – tiefe Beugesehne.

#### 2.1.1.1 Röhrbein

Bei den Hauswiederkäuern sind die drei Ossa metacarpalia in typischer Form ausgebildet: Das Röhrbein (Hauptmittelfußknochen) (Abb. 1; Abb. 2) besteht aus der nahezu vollständigen Verschmelzung des dritten und vierten Strahles – die distalen Gelenkköpfe bleiben getrennt und zehentragend vorhanden. Es handelt sich um einen doppelrohrförmigen Knochen, der beim männlichen Tier länger und massiver ist (ZALKIN, 1966) und durch mehrere Merkmale seine ursprüngliche zweifache Anlage zu erkennen gibt: Es verläuft auf der Facies dorsalis wie auf der Facies

palmaris je ein Sulcus longitudinalis dorsalis bzw. palmaris, die distal und oft auch proximal über einen Canalis metacarpi distalis bzw. proximalis verbunden sind. Die Markhöhle ist durch eine unvollständige Scheidewand in zwei geteilt, beim Lamm bis zum 83. Tag. Im Alter wird diese für gewöhnlich resorbiert. Dieser Vorgang dauert an der Vordergliedmaße minimal bis zum 135. Lebenstag, an der Hintergliedmaße hingegen bis zu achteinhalb Jahre. Bei der Ziege sind die Verhältnisse diesbezüglich vergleichbar (NICKEL et al., 2001; ZALKIN, 1966).

Die Gelenkwalzen sind kleine, quergestellte Zylinder mit einem sagittalen Kamm, welcher sich in die passende Vertiefung am Fesselbein einfügt. Der Gelenkkamm unterteilt die Gelenkfläche in einen schmalen axialen und einen breiten abaxialen Anteil. Die jeweiligen Zehengelenkswalzen bleiben durch eine Incisura intertrochlearis getrennt und somit selbstständig. Sowohl auf der axialen als auch auf der abaxialen Seite der Walzen sind distale Bandgruben, wohingegen distale Bandhöcker nur abaxial ausgebildet sind. Die distalen Gelenkrollen verwachsen beim Schaf erst nach zweieinhalb bis drei Jahren mit den Diaphysen, bei der Ziege erst nach dreieinhalb.

Das Glied des fünften Strahles oder der Nebenmittelfußknochen wird zwar embryonal vollständig angelegt, bleibt aber rudimentär. Bei den kleinen Wiederkäuern hat er die Form eines sich distal verjüngenden Stäbchens, das sehr dünn ist und oft, vor allem bei der Ziege, fehlt (LIEBICH et al., 2005; MAIERL und MÜLLING, 2004a; MARTIN, 1919; NICKEL et al., 2001; RAJTOVÁ, 1974; ROSENBERG, 1873).

#### 2.1.1.2 Fesselbein und Fesselsesambeine

Im Zeitraum von der fünften Lebenswoche bis zum 18. Monat verwächst beim Schaf die proximale Epiphyse des Os compedale (Abb. 1; Abb. 2). Bei der Ziege passiert dies zwischen dem zwölften und dem 16. Monat. Es handelt sich um einen zylindrischen Knochen, der vier Flächen besitzt: eine Palmarfläche, zwei Seitenflächen und eine breite Dorsalfläche. Er hat eine konkave Gelenkfläche, die auf die Gelenkwalze des Röhrbeins abgestimmt ist. Die sagittale Furche passt sich genau dem Kamm der metacarpalen Gelenkwalze an und teilt die Fovea articularis in eine schmalere axiale und eine breitere abaxiale Fläche. Beide Flächen sind palmar zur Artikulation mit den Sesambeinen angeschliffen. Palmar ragen die proximalen



Bandhöcker heraus. Unmittelbar distal von ihnen fällt ein kleiner Höcker für ein Halteband der Beugesehne auf. Die Gelenkwalze des Fesselbeins stellt einen schräg stehenden Sattel dar, dessen axiale Fläche weiter distal liegt. Flache Bandgruben sind beiderseits der Walze zu finden, die den Seitenbändern des Fesselgelenks (Abb. 1; Abb. 2) zum Ansatz dienen (MAIERL und MÜLLING, 2004a; NICKEL et al., 2001; RAJTOVÁ, 1974).

Auf der Palmarfläche eines jeden Zehengrundgelenks befinden sich zwei Sesambeine, *Ossa sesamoidea proximalia* (Abb. 1; Abb. 2). Sie haben Tropfenform und sind in den jeweiligen Schenkel des *M. interosseus* eingelagert. Untereinander sind sie mit dem *Lig. palmare* verbunden, dass einen faserknorpeligen Gleitkörper bildet. Dieser ermöglicht als *Hypomochlion* den in der Fesselbeugesehnenscheide liegenden Beugesehnen die Umlenkung. Die Sesambeine sind durch einen komplexen Bandapparat befestigt (siehe 2.1.2.1 Fesselgelenk) und übernehmen nur wenig der auf die Gliedmaße entfallenden Kraft, sondern verhindern eine Verschiebung des Metatarsus/Metacarpus nach hinten. Ihre glatte Dorsalfläche ergänzt die Fesselgelenkgrube, wobei ihre Basis sich mit dem Röhrbein verbindet (BUDRAS und BUDA, 2007; MAIERL, 2000; MAIERL und MÜLLING, 2004a; NICKEL et al., 2001).

#### 2.1.1.3 Kronbein

Das *Os coronale* ist ein kurzer, gedrungener Knochen, der aber insgesamt dem Fesselbein ähnelt. Seine proximale Epiphysenfuge schließt sich beim Schaf zwischen der fünften Woche und dem elften Monat, bei der Ziege zwischen dem 12. und 16. Lebensmonat. Seine *Fovea articularis* ist das Negativ der Gelenkwalze des Fesselbeins und ist durch einen Sagittalkamm unterteilt. Der *Proc. extensorius* oder Kronbeinfortsatz ist eine Ausziehung der dorsalen Berandung der Gelenkgrube und dient den Kronbeinstreckern (siehe 2.1.3 Muskulatur des Fußes) zum Ansatz. Palmar ist der Gelenkrand zur *Tuberositas flexoria* oder Kronbeinlehne verdickt: Hier inseriert die oberflächliche Beugesehne (Abb. 1; Abb. 2). Seitlich der Gelenkfläche findet man die proximalen Bandhöcker für den Ansatz der Seitenbänder. Die distal gelegene sattelförmige Walze hat einen schmalen axialen und einen breiten abaxialen Teil (MAIERL und MÜLLING, 2004a; NICKEL et al., 2001; RAJTOVÁ, 1974).

#### 2.1.1.4 Klauenbein und Klauensesambein

Das Os ungulare (Abb. 1; Abb. 2) ist prinzipiell so geformt wie der Klauenschuh, der es beinhaltet. Die Phalanx distalis ist der am schnellsten ossifizierende Knochen des Acropodiums und besitzt mehrere Flächen (CERNÝ, 1987; MIYAWAKI, 1925): Die Wand- und Sohlenfläche gehen im Margo solearis ineinander über, der proximal zum Proc. extensorius, dem Streckfortsatz, ausgezogen ist. An ihm setzt die Endsehne des Klauenbeinstreckers an. Die Wandfläche besteht aus einer konvexen Facies abaxialis und einer ausgehöhlten Facies axialis, die in einem schmalen, abgerundeten Dorsalrand zusammentreffen. An dem verdickten palmaren Ende der Facies solearis ist das Tuberculum flexorium zu finden: Hier inseriert die tiefe Beugesehne. Die Wandfläche der distalen Phalange ist übersät mit kleineren und größeren Löchern, welche zum einen die Blutversorgung und zum anderen die Verankerung der Wandlederhaut am Klauenbein sicherstellen (MAIERL, 2000; MAIERL und MÜLLING, 2004a; NICKEL et al., 2001; RAJTOVÁ, 1974).

Jedem Klauengelenk (Abb. 1; Abb. 2) ist von palmar ein Os sesamoideum distale angefügt. Es beginnt beim Schaflamm etwa 14 Tage nach der Geburt zu ossifizieren, wohingegen dies beim Zicklein erst nach dem ersten Lebensmonat passiert. Es handelt sich hierbei um einen plattovalen Knochen, der auf seiner konkaven Gelenkfläche einen hohen Sagittalkamm trägt. Seine Palmarfläche ist bei den kleinen Wiederkäuern etwas ausgehöhlt und trägt, im Gegensatz zum Rind, keinen Kamm (SISSON, 1953). Die Unterseite dient, wie auch das proximale Sesambein, der tiefen Beugesehne (Abb. 1; Abb. 2) als Gleitkörper und Hypomochlion und ist ebenso faserknorpelig überzogen (MAIERL, 2004c; NICKEL et al., 2001; RAJTOVÁ, 1974).

Insgesamt stellen die Zehenknochen der kleinen Wiederkäuer eine nicht ganz proportionale Verkleinerung derer des Rindes dar, was auf das Klauenbein der Ziege allerdings nicht zutrifft. Es besitzt ein pflugscharähnliches Aussehen, was durch starke seitliche Kompression und eine nahezu rechtwinklige Abbiegung des Dorsalrandes erreicht wird. Das Schaf nimmt hier eine Zwischenstellung zwischen Rind und Ziege ein (ENGEL, 1919).

Beim Rind ist das Klauenbein der Knochen des Körpers, der nach Alter und Körpergewicht der Tiere unterschiedlichste Formen aufweist (RUSTERHOLZ, 1920).

#### 2.1.1.5 Afterzehen

Die Afterklauen (Abb. 2) befinden sich in exponierter Lage auf der Palmarfläche des Fesselgelenks und sind im Gegensatz zu den dreigliedrigen Hauptzehen der ein- bzw. zweigliedrige Rest der rudimentär angelegten zweiten und fünften Zehe. Ihre Ausbildung stellt beim Rind die Regel dar, wohingegen sie den kleinen Wiederkäuern oft fehlen. Wenn sie allerdings vorhanden sind, sind sie meist eine reine Hautbildung, der die knöcherne Grundlage völlig fehlt. Bestehen sie jedoch aus zwei Knochen, sind diese häufig über ein spalthaltiges Gelenk verbunden. Am Skelett sind die Afterzehen lediglich durch Bänder und Faszien befestigt. Ihnen kommt maximal eine geringe Stützwirkung auf losem Untergrund zu, wodurch sich die lockere Aufhängung bzw. das völlige Fehlen erklären lässt. Die Knochen- bzw. Hautbildung steckt in einer kleinen Hornkapsel, die in ihrer Anordnung der Hauptklaue sehr ähnlich ist (BRAGULLA et al., 2005; NICKEL et al., 2001; SALOMON, 1986; STROBEL, 2009).

#### 2.1.2 Gelenke des Fußes

Die beiden vorhandenen Hauptzehen der kleinen Wiederkäuer sind dreigliedrig mit jeweils gelenkigen Verbindungen. Zwischen der Vorder- und Hintergliedmaße bestehen nahezu keine Unterschiede, daher werden nur die Strukturen der Vorderextremität beschrieben.

##### 2.1.2.1 Fesselgelenk

Die Art. metacarpophalangea (Abb. 2) stellt ein Scharniergelenk dar, welches als Wechselgelenk funktioniert. Es befindet sich in Normalstellung in Hyperextension, was neben der muskulösen Stabilisierung eine Verspannung auf der palmaren Seite erforderlich macht – den Fesseltrageapparat. Er besteht aus sämtlichen Sesambeinbändern, dem M. interosseus medius und den Sesambeinen selbst. Der Fesseltrageapparat verhindert im Stand ein Durchtreten nach hinten und dient im Gang als eine Art Stoßdämpfer (MAIERL, 2000; 2004c; MAIERL und MÜLLING, 2004a; NICKEL et al., 2001).

An jedem Fesselgelenk sind Ligg. collateralia zu finden: ein axiales und ein abaxiales. Im Folgenden wird die Gruppe der Sesambeinbänder beschrieben, die nochmals unterteilt werden kann. Die *proximalen Sesambeinbänder* sind

ausschließlich Teile des M. interosseus medius und verspannen die Sesambeine mit den schon erwähnten Seitenschenkeln und -strängen. Die *mittleren Sesambeinbänder* verbinden die Sesambeine untereinander sowie mit dem Röhrbein. Das Lig. palmare laterale/mediale verbindet das laterale bzw. das mediale Sesambeinpaar miteinander. Das Lig. intersesamoideum interdigitale verbindet die beiden axialen Sesambeine miteinander, und die Ligg. sesamoidea collateralia befestigen die abaxialen Gleichbeine am Röhr- und Fesselbein der jeweiligen Seite. Die Gruppe der *distalen Sesambeinbänder* besteht aus vielen kurzen Bändern. Das Lig. phalangosesamoideum interdigitale hat seinen Ursprung distal an den Sesambeinen und inseriert, das Band der anderen Seite kreuzend, proximal am Fesselbein der anderen Zehe. Die Ligg. sesamoidea cruciata kommen von der Basis der Sesambeine einer Zehe und setzen sich kreuzend unterhalb des anderen Sesambeins am Metacarpus an. Das Lig. sesamoideum obliquum verbindet das abaxiale Sesambein mit dem Bandhöcker des Os compedale der gleichen Seite. Schließlich sind die oberflächlichen Äste seiner Seitenstränge und der Interdigitalschenkel noch Teil der distalen Sesambeinbänder (NICKEL et al., 2001). Die Gelenkkapseln bilden hier zwei Höhlen, die miteinander kommunizieren, sowie dorsale sowie palmare Ausbuchtungen. Die beiden Strecksehnen jeder Zehe werden von den Recessus dorsales unterlagert, die im Alter Knorpel einlagerungen erfahren. Zwischen den Verdickungen und den jeweiligen Sehnen sind Schleimbeutel eingelagert. Die weit nach proximal reichenden Recessus palmares liegen zwischen dem Os metacarpale und dem M. interosseus medius (MAIERL und MÜLLING, 2004a; MARTIN, 1919; NICKEL et al., 2001). Die Zwischenklauenbänder sorgen für die notwendige Stabilität zwischen den Zehen. Das Lig. interdigitale proximale verbindet die Fesselbeine miteinander und die axialen Sesambeine. Nur dem Schaf fehlt es (MAIERL, 2000; NICKEL et al., 2001).

#### 2.1.2.2 Krongelenk

In der Art. interphalangea proximalis (Abb. 2) artikuliert die Fesselbeinwalze mit der Kronbeinpfanne als ein Sattelgelenk. Durch den Sagittalgrat des Kronbeins und der entsprechenden Vertiefung im Fesselbein ist lediglich eine Beuge- und Streckbewegung möglich. Die Seitenbänder sind axial und abaxial ausgebildet, zusätzlich findet man ein axiales gemeinsames Seitenband des Kron- und

Klauengelenks. Dieses bewegt sich zwischen Fessel- und Klauenbein und setzt zusätzlich noch am Kronbein an. Außerdem gibt es drei Ligg. palmaria (MAIERL und MÜLLING, 2004a; SISSON, 1953).

Die Gelenkkapsel bildet dorsal und palmar gerichtete Ausbuchtungen. Sie kommuniziert beim Rind an 10% der Hintergliedmaßen mit der Fesselbeugeschnenscheide (PETERS, 1965). Die Recessus dorsales sind sowohl proximal als auch distal vorhanden und verlaufen unter der Endsehne des jeweiligen Kronbeinstreckers. Die palmaren Ausbuchtungen der Gelenkkapsel liegen, kaum ausgebildet, unter den Beugeschnen (LIEBICH et al., 2005; MAIERL und MÜLLING, 2004a; NICKEL et al., 2001).

### 2.1.2.3 Klauengelenk

Bei dem Art. interphalangea distalis (Abb. 2) handelt es sich um ein Sattelgelenk, in dem das Kronbein, das Klauenbein und das distale Sesambein aufeinandertreffen. Die Gelenkebene liegt größtenteils distal des Saumsegments, womit das Gelenk vom Hornschuh geschützt wird. Lediglich axial reicht die Gelenkkapsel über den Hornrand hinaus (STROBEL, 2009). Als Seitenbänder sind ein axiales und ein abaxiales ausgebildet. Mit dem axialen inseriert das gemeinsame axiale Seitenband für das Kron- und Klauengelenk. Die Gelenkkapsel bildet dorsale und palmare Recessus, welche dorsal unter den lateralen Endsehnern des gemeinsamen Zehenstreckers liegen, und palmar die tiefe Beugeschne unterlagern.

Das beim Rind sehr prominent ausgebildete distale Zwischenzehenband stellt beim kleinen Wiederkäuer lediglich einen schwachen Querstrang dar. Dieser entspringt an der Axialfläche der Klauenbeine und überquert, sich mit dem der Gegenseite kreuzend, den Zwischenklauenspalt. Anschließend greift er als Platte von palmar um die tiefe Beugeschne der anderen Seite, um abaxial am Kronbein anzusetzen. Diese Verbindung ist in eine stark verhornte Haut- und Bindegewebsbrücke eingebettet, die, zusätzlich an der Verbindung der beiden Klauen beteiligt ist (FÜRST, 1992; MAIERL und MÜLLING, 2004a; NICKEL et al., 2001).

Das Sesambein ist mit zwei Gruppen von Haltebändern gegen die gegenüberliegenden Knochen verspannt. Die erste Gruppe sind die Ligg. sesamoidea collateralia. Sie verbinden Kron- und Sesambein abaxial mit zwei und axial mit einem Schenkel. Das Auseinanderweichen von Klauen- und Sesambein

verhindert die zweite Gruppe: das abaxiale und axiale Lig. sesamoideum distale (NICKEL et al., 2001).

#### 2.1.2.4 Zehenachse

Die drei Phalangen kommunizieren in zwei Gelenken miteinander und sind unter normaler Belastung in bestimmten Winkeln zueinander angeordnet. Das Krongelenk (Abb. 2) besitzt einen palmar offenen Winkel von 150° bei der Ziege und 145° beim Schaf. Die Achse des Fesselbeins steht in Normalstellung zur Horizontalen bei der Ziege im Winkel von 70° und beim Schaf von 60°, wohingegen der Winkel zwischen der Horizontalen und dem Kronbein bei der Ziege 90° und beim Schaf 95° beträgt. Der dorsal offene Winkel des Klauengelenks (Abb. 2) misst 110-115° bei der Ziege, beim Schaf lediglich 100°. Die Achse des Klauenbeins beider Spezies steht schwach geneigt zur Horizontalen: Bei der Ziege findet man 20-25° und beim Schaf 15-18° vor (ENGEL, 1919).

#### 2.1.3 Muskulatur des Fußes

Zur Bewegung der Gelenke und somit der ganzen Gliedmaße ist ein aktiver Bewegungsapparat notwendig. Dieser wird im Folgenden beschrieben, mit speziellem Augenmerk auf die Verhältnisse distal des Hauptmittelfußknochens.

##### 2.1.3.1 Zehenstrecker

Die Strecker der Zehen der Vordergliedmaße sind der M. extensor digitalis communis und der M. extensor digitalis lateralis. Der gemeinsame Zehenstrecker besteht aus einem medialen und einem lateralen Bauch. Der laterale entspringt mit einem oberflächlichen Kopf am Humerus und einem tiefen an der Ulna. Beide Köpfe vereinigen sich im distalen Viertel des Unterarmes zu einer Sehne verläuft dorsal über das Karpalgelenk. Auf Höhe des Fesselgelenks spaltet sie sich in zwei Schenkel, die jeweils von einer Sehnenscheide umgeben sind und jeweils am Proc. extensorius des Klauenbeins der dritten und vierten Zehe ansetzen (Abb. 3). Somit stellt er einen Klauenbeinstrecker dar. Der mediale Bauch kommt ebenfalls vom Humerus, verläuft mit dem lateralen Bauch über das Karpalgelenk und inseriert am Kronbein der medialen Zehe, und ist daher ein Kronbeinstrecker (Abb. 3). Er erhält in

der Fesselgegend durch den M. interosseus medius einen axialen und einen abaxialen Unterstützungsast. Die Endsehne des lateralen Zehenstreckers verläuft lateral der des gemeinsamen Zehenstreckers. Als Kronbeinstrecker inseriert dieser dorsolateral am Kronbein der vierten Zehe, erhält aber vorher einen axialen und einen abaxialen Unterstützungsast des M. interosseus medius. Bei der Ziege ist es möglich, dass sich ein schwacher Muskelbauch, das Rudiment des M. extensor digiti V., abspaltet, um sich ca. in der Mitte des Röhrlbeins wieder mit der Hauptsehne zu vereinigen (BROSCHKE, 1963; MAIERL und MÜLLING, 2004a; SEIFERLE und FREWEIN, 2001).

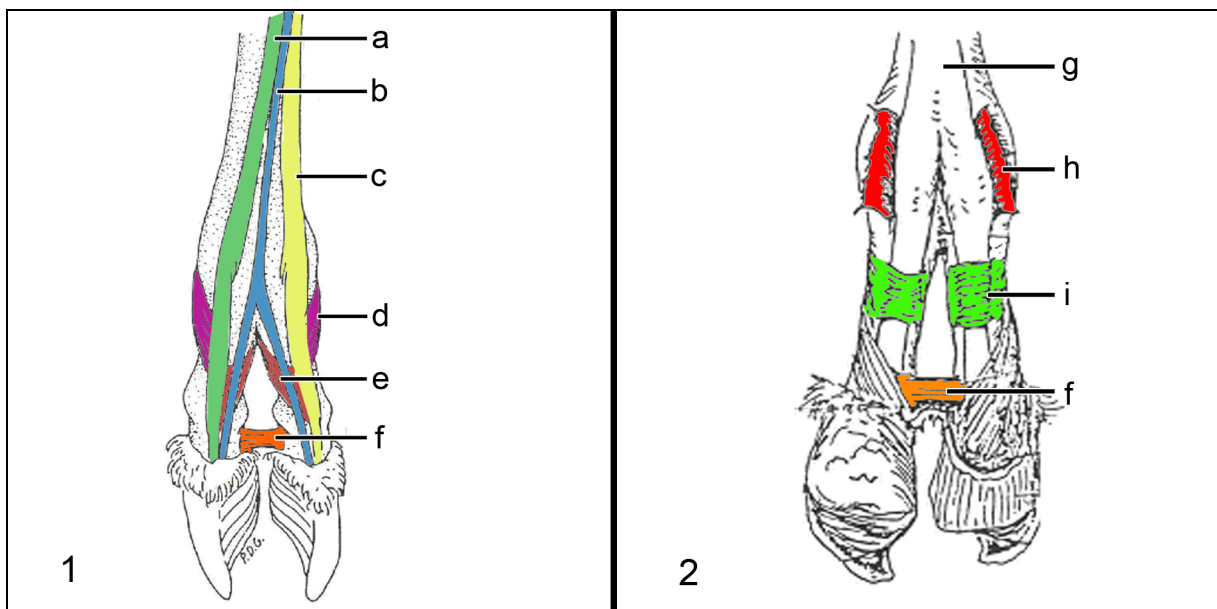


Abb. 3: Die linke präparierte Vorderextremität einer Ziege (GARRET, 1988)

- 1) Ansicht von dorsal: a, b – Sehnen des gemeinsamen Zehenstreckers; c - Sehne des lateralen Zehenstreckers; d, e – abaxialer bzw. axialer Unterstützungsast M. interosseus; f – Zwischenklauenband
- 2) Ansicht von palmar: f – Zwischenklauenband; g – oberflächliche Beugesehne, h – Fesselringband; i – Ringband des Fesselbeins

An der Hintergliedmaße findet man auch zwei Muskeln, die für die Streckung der Zehen verantwortlich sind: der M. extensor digitalis longus und der M. extensor digitalis lateralis. Der lange Zehenstrecker entspringt mit dem M. fibularis tertius in einer gemeinsamen Sehne am Os femoris und trennt sich von ihm im proximalen Drittel des Unterschenkels. Seine zwei Bäuche bilden je eine Sehne, die in ihrem

Verlauf von Querbändern in Position gehalten werden. Der tiefere mediale Bauch setzt, von einem Schleimbeutel unterlagert, an der dritten Zehe am Kronbein an (Kronbeinstrecker). Er hat durch einen Unterstützungsast Verbindung mit dem M. interosseus medius. Oberflächlicher kommt der laterale Bauch zu liegen. Er gabelt sich auf Höhe des Fesselgelenks und sendet je einen Schenkel zum Proc. extensorius des jeweiligen Klauenbeins (Klauenbeinstrecker). Der seitliche Zehenstrecker der Hintergliedmaße entspringt am lateralen Seitenband des Kniegelenks und am Condylus lateralis tibiae sowie am Fibulakopf. Als Kronbeinstrecker erhält er vor seinem Ansatz an der vierten Zehe einen Unterstützungsast des M. interosseus medius. Auch dieser ist von einem Schleimbeutel unterlagert (MAIERL und MÜLLING, 2004a; SEIFERLE und FREWEIN, 2001).

#### 2.1.3.2 Zehenbeuger

An der Vorgliedmaße bilden zwei Muskeln die Beugesehnen (Abb. 2) für die Zehen: der M. flexor digitalis superficialis und der M. flexor digitalis profundus. Der oberflächliche Zehenbeuger besteht aus einem tiefen und einem oberflächlichen Bauch. Der tiefe Bauch entspringt mit dem M. flexor carpi ulnaris am Humerus und trennt sich von ihm ungefähr im distalen Drittel des Unterarmes. Seine Sehne vereinigt sich mit der des oberflächlichen Bauches auf der Hälfte des Metacarpus zur oberflächlichen Beugesehne. Sie gabelt sich in einen medialen und einen lateralen Ast, die mit je einer kräftigen Verbindungsplatte des M. interosseus medius die Manica flexoria bilden: Hierbei handelt es sich um eine röhrenförmige Manschette, die den entsprechenden Schenkel der tiefen Beugesehne aufnimmt und ihm als eine Art Tunnel dient. Mit zwei kurzen Ästen heftet sich die oberflächliche Beugesehne (Abb. 3), nach Durchtritt der tiefen, palmar am Kronbein an, ist also ein Kronbeinbeuger. Der tiefe Zehenbeuger hat drei Köpfe, das Caput humeri, das Caput ulnare und das Caput radiale, die je nach ihrem Ursprungsort benannt sind. Die Endsehnen der drei Muskelköpfe bilden zusammen die tiefe Beugesehne. Beim Schaf kann die des Caput radiale auch isoliert am Hauptmittelfußknochen (Abb. 1; Abb. 2) enden. Am distalen Ende des Metacarpus spaltet sich die tiefe Beugesehne in zwei Äste, die durch die Manica flexoria laufen, einen schwachen Zug an das Kronbein abgeben, um schließlich über das distale Sesambein hinweg am



Tuberculum flexorium jeder Hauptzehe zu enden (LIEBICH et al., 2005; MAIERL und MÜLLING, 2004a; SEIFERLE und FREWEIN, 2001).

An der Beckengliedmaße heißen die Zehenbeuger ebenfalls M. flexor digitalis superficialis und der M. flexor digitalis profundus. Der oberflächliche Zehenbeuger entspringt am Os femoris und liegt zwischen den Köpfen des M. gastrocnemius. Hier bildet er noch eine starke Sehne, die sich medial um die Achillessehne windet und sich auf dem Tuber calcanei zur Fersenbeinkappe verbreitert. Sie verbindet sich beiderseits mit dem Fersenbeinhöcker und ist von einer Bursa subtendinea calcanea unterlagert. Ab hier ist der Verlauf identisch zur Beugesehne der Vordergliedmaße. Der tiefe Zehenbeuger besteht aus dem M. flexor digitalis lateralis, medialis und dem M. tibialis caudalis. Die drei Sehnen vereinigen sich zur tiefen Beugesehne: zuerst vereinigen sich die Sehnen des M. flexor digitalis lateralis mit der des M. tibialis caudalis, die Endsehne des M. flexor digitalis medialis gesellt sich erst im Bereich des Mittelfußes dazu. Von hier an verhalten sich die oberflächliche und die tiefe Beugesehne wie die der Vorderhand (SEIFERLE und FREWEIN, 2001).

Der M. interosseus medius ist wesentlicher Bestandteil des Fesseltrageapparates und wird gesondert besprochen.

#### 2.1.3.3 Der Fesselträger

Der M. interosseus medius ist beim jungen Tier ein nahezu vollständig muskulöser Muskel, der mit zunehmendem Alter immer mehr ligamentös umgebaut wird. Dies ist ein Hinweis auf seine passive Tragefunktion, die bei der Behandlung des Fesseltrageapparats noch näher dargestellt wird. Sein Ursprung befindet sich proximal am Metacarpus und am Lig. carpi radiatum. Beim Schaf ist in ihm proximal ein kleiner Knochen eingebettet, der mit dem Metacarpus artikuliert (SMITH, 1956). In seinem distalen Verlauf teilt er sich in drei Schenkel auf: in die Mittelplatte und in seine zwei Seitenstränge. Letztere setzen an den abaxialen Sesambeinen an und geben, im abaxialen Verlauf nach dorsal, je einen Unterstützungsast an den entsprechenden Kronbeinstrecker ab. Die Mittelplatte teilt sich wiederum in drei Schenkel auf: Je ein Seitenschenkel zieht an das axiale Sesambein einer jeden Zehe. Der dritte zieht als Interdigitalschenkel durch die Inc. intertrochlearis nach dorsal, gabelt sich und unterstützt, von axial kommend, den jeweiligen Kronbeinstrecker. Insgesamt also besteht der M. interosseus medius also aus fünf

verschiedenen Schenkeln. In der Mitte des Röhrbeins gibt der Fesselträger noch eine Verbindungsplatte zur oberflächlichen Beugesehne ab und bildet mit ihr die Manica flexoria (LIEBICH et al., 2005; MAIERL und MÜLLING, 2004a; SEIFERLE und FREWEIN, 2001).

#### 2.1.3.4 Fesselbeugesehnenscheide

Die oberflächliche und die tiefe Beugesehne (Abb. 2) sind auf Höhe des Fesselgelenks und der proximalen und mittleren Phalange von der Fesselbeugesehnenscheide umschlossen. Diese wird durch mehrere Faszienv Verstärkungen in ihrer Position gehalten: Von proximal nach distal findet man auf Höhe des Fesselgelenks das Lig. anulare palmare, am Fesselbein das proximale und distale Lig. anulare digiti und das sich kreuzende Lig. interdigitale distale, das die tiefe Beugesehne umgreift (Abb. 3). Proximal des Fesselringbands umgreift ein Blindsack der Sehnenscheide beide Beugesehnen. Ein weiterer Blindsack schiebt sich zwischen die Verbindungsplatte des M. interosseus medius und seinen Körper. Die Sehnenscheiden, die die laterale und mediale Sehne getrennt führen, kommunizieren in der Regel nicht miteinander. Beim Rind entdeckte Peters bei zehn Prozent der Hinterfüße eine Kommunikation zwischen der gemeinsamen digitalen Sehnenscheide und der Krongelenkshöhle (BROSCHKE, 1963; MAIERL und MÜLLING, 2004a; PETERS, 1965; SEIFERLE und FREWEIN, 2001).

Die Sehnenscheiden der dritten und vierten Zehe kommunizieren beim Rind unter Umständen nach einer Sehnenscheidenentzündung miteinander (PETERS, 1965).

#### 2.1.4 Haut

Das Integumentum commune bedeckt den Körper jedes Säugetieres vollständig. Somit nimmt die äußere Haut unter den Organsystemen des Körpers einen wichtigen Platz ein. Sie dient dem Tier als eine Grenzschicht zur Außenwelt, die diverse, äußerst wichtige Funktionen erfüllt: Schutz, Regulation des Wasserhaushalts, Thermoregulation, Sinnesfunktion, Aussehen, Geruch, Kommunikation mit der Außenwelt und Immunfunktion. Obwohl sie an den verschiedenen Körperstellen sehr unterschiedlich aussieht, besteht sie überall aus einem identischen Schichtaufbau. Die Hautdecke besteht aus der Epidermis, die vom Ektoderm abstammt, und der

Dermis, die embryonal vom Mesoderm abgeleitet ist (GRÜNDER, 1977; SINOWATZ, 1992; 1998). Das Organ Haut entsteht also aus zwei verschiedenen Geweben, die durch ihre wechselseitige Beziehung jene intensive Verbindung eingehen: der Papillarkörper des Coriums und die Epidermis

Die unbehaarte, verhornte Klauenhaut ist wegen ihrer Funktionen – Schutz und Kraftübertragung – stark modifiziert: Lokal ist die Klaue wegen ihrer unterschiedlichen Funktionen stark angepasst. Das sogenannte Zehenendorgan umhüllt und schützt die von ihm umfassten, oben genannten Strukturen (GEYER, 2005; HABERMEHL, 1996; WARZECHA, 1993). Da die Klauenhaut regional begrenzte strukturelle Besonderheiten aufweist, wurde eine Aufteilung dieses Bereiches in das Saum-, Kron-, Wand-, Sohlen- und Ballensegment vorgenommen (HABACHER, 1948; HOHMANN, 1901; WILKENS, 1963).

#### 2.1.4.1 Subcutis der Klaue

Die Klauenunterhaut ist in ihren fünf Segmenten unterschiedlich stark ausgeprägt, und überzieht die zentralen Stützteile der Klaue (HABERMEHL, 1996). Sie besteht aus Bindegewebe und ist dort ausgebildet, wo Polsterung und bzw. oder Stoßbrechung erwünscht sind: Sie bildet ein Kronpolster und ein Saumpolster aus, welche palmar, sich verbreiternd, in das Ballenpolster übergehen (GEYER, 2005; HABACHER, 1948; MÜLLING, 2005). Letzteres beinhaltet beim Rind ein dreigliedriges Fettpolster, das altersabhängig eine unterschiedliche Fettsäurezusammensetzung hat (RÄBER et al., 2006). Es besteht aus drei parallel angeordneten Fettzylindern: einem axialen, einem abaxialen und einem zentralen. Kranial des Tuberculum flexorium sind das axiale und das abaxiale Fettkissen miteinander verbunden, unter dem Tuberculum flexorium selber liegt das zentrale Fettpolsterkissen. Dieses Prinzip der drei Fettkissen meinen Lischer und Ossent (LISCHER und OSSENT, 2000) bei Laufschuhen wiedergefunden zu haben. Durch ihre gute Vaskularisierung und Innervierung ist die Unterhaut, genauso wie auch die Lederhaut, sehr schmerzempfindlich (GEYER, 2005). Habermehl (HABERMEHL, 1996) beschreibt die Tela subcutanea ungulae als einen Teil des Periosts des Klauenbeins, welcher die Lederhaut sehr fest mit den zentralen Stützteilen im Gebiet der Klauenbeinspitze verbindet. Allerdings stellt eine Vielzahl anderer Autoren fest, dass die Subcutis in den Bereichen fehlt, in denen eine starke Verankerung der

---

Lederhaut am Knochen nötig ist (BUDRAS et al., 2005; GEYER, 2005; LIEBICH et al., 2004; MAIERL und MÜLLING, 2004a).

#### 2.1.4.2 Dermis der Klaue

Klaulenlederhaut und Klaulenepidermis bilden zusammen die Klaulenhaut. Das Corium bestimmt die Dicke der Haut – die dünnste hat das Schaf, die dickste das Rind (HABERMEHL, 1996). Die Lederhaut des Zehenendorgans besteht aus einem tief gelegenen Stratum reticulare und einem oberflächlichen Stratum papillare. Die tiefe Schicht besteht aus einem System von kollagenen Fasern, welche kompliziert in alle drei Richtungen des Raumes angeordnet sind, und eine Verbindung zur Unterhaut bzw. zum Klauenbein herstellen. In den Papillarkörper dringen Kapillaren und der nervöse Endapparat ein, was zu einer groben Verzahnung und einer Oberflächenvergrößerung führt. Er hat die Aufgabe, die gefäßfreie Epidermis zu versorgen, sowie eine feste Verbindung zwischen Dermis und Epidermis herzustellen (BUDRAS et al., 2005; HABERMEHL, 1996; MAIERL und MÜLLING, 2004a).

Die Lederhaut liegt der Subcutis direkt auf und bildet zusammen mit den zentralen Stützteilen die Klauenpatrize (HABERMEHL, 1996). Mit Ausnahme des Wandsegments, welches proximodistal gerichtete und parallel angeordnete Lederhautblättchen ausbildet, ist die Oberfläche der Klaulenlederhaut mit Papillen versehen. Die Blättchen des Wandsegments entstehen ungefähr auf halber Höhe der Klauen. Über diesen Blättchen bildet sich das sogenannte Blättchenhorn, über den Papillen das Röhrchenhorn (MAIERL und MÜLLING, 2004a).

#### 2.1.4.3 Epidermis der Klaue

Die Oberhaut der Klaue ist ein mehrschichtiges, verhornendes Plattenepithel (FÜRST, 1992; REESE, 2005). Man unterscheidet an ihr zwei Schichten: eine tief gelegene Keimschicht, das Stratum germinativum, und eine oberflächliche Hornschicht, das Stratum corneum. Bei der Klaulenepidermis handelt es sich um eine starke Epidermiswucherung mit hochgradiger Verhornung, welche über diverse Wachstumsfaktoren wie z.B. Vitamin A gesteuert wird (HABERMEHL, 1996; SCHWEIGERT, 2004; SINOWATZ, 1992).

Die Keimschicht ist nochmals unterteilt in ein Stratum basale und ein Stratum spinosum, die insgesamt zu bis zu 90% aus Keratinozyten bestehen. Die restlichen Zellen sind Melanozyten und Immunzellen. In der Basalzellschicht findet die überwiegende Mehrzahl der Mitosen statt, die für die Regeneration der Epidermis notwendig sind. Eine, der bei der Mitose entstehenden Tochterzellen tritt in einen Verhornungsprozess ein und wandert innerhalb von circa 30 Tagen an die Oberfläche, die andere verbleibt in der Basalschicht, um sich erneut zu teilen. Durch den Einschluss von Keratinozyten, welche im Stratum basale der Basalmembran ebenfalls aufliegen und sich mitotisch teilen, durchlaufen die Zellen einen mehrstufigen Differenzierungsprozess der Keratinisierung und der Verhornung. In dessen Verlauf bilden die Zellen eine Großzahl von Keratinproteinen. Diese verbinden sich chemisch stabil und bauen ein Zellskelett auf. Die Keratinozyten bilden zusätzlich noch eine, für den Zusammenhalt der Hornzellen elementare Substanz: den Interzellularkitt. Er besteht aus Glykoproteinen, komplexen Lipiden und langkettigen Fettsäuren, wird in „membrane coating granules“ intrazellulär im Stratum spinosum gebildet und am Ende der Differenzierung in den Interzellularspalt abgegeben. Er fungiert als Klebstoff, da die Hornzellen keine Desmosomen mehr haben, beeinflusst den Stofftransport und regelt den Wasserhaushalt der Haut. Der Zerfall des Interzellularkittes bedingt die Abschilferung der Hornzellen. Minderwertiger Kitt bzw. das Einwirken von Lösungsmitteln – erhöhter Ammoniakgehalt in feuchter Einstreu – verursachen vorzeitigen Zerfall und Ablösung der Zellen von tieferen Schichten, wodurch die Barrierefunktion zerstört wird (ELIAS, 1981; GEYER, 2005; HASHIMOTO, 1971; HAYWARD, 1976; 1979; MAIERL, 2004c; MAIERL und MÜLLING, 2004a; MARTINEZ und PETERS, 1971; MATOLTSY, 1975; MATOLTSY und PARAKKAL, 1965; MATOLTSY und SINESI, 1957; MÜLLING, 1993; ORFANOS, 1972; REESE, 2005; SCHMIDT, 1971; VAN AMSTEL und SHEARER, 2001; WORBES, 2009).

Im Stratum spinosum kommt es in den tiefen Schichten noch zu Mitosen, weshalb es der Keimschicht mit angerechnet wird. In oberflächlichen Lagen flachen sich die Zellen immer mehr ab und werden durch Einlagerung von Keratohyalinkörnern zum Stratum granulosum, welches schon zur Hornschicht gezählt wird (GEYER, 2005; REESE, 2005; SINOWATZ, 1992). Ein Stratum granulosum kommt nur vor, wenn es sich um den weichen Verhornungstyp handelt, wie an behaarter Haut, am Saum- und

Ballensegment und am Terminalhorn des Wandsegments. Beim harten Verhornungstyp – dem Kron-, Wand- und Sohlensegment – geht die Hornschicht direkt aus dem Stratum spinosum hervor (GEYER, 2005; KORTE, 1987).

Am Ende der Differenzierung steht, im Stratum corneum, die Apoptose (programmierter Zelltod) und damit eine massive morphologische Veränderung der Keratinozyten: Der Zellkern stirbt ab, die Zelle flacht deutlich zu einer Schuppe ab und die Keratinfilamente verbinden sich über Disulfidbrücken mit den filamentassoziierten Proteinen untereinander. Bei harter Verhornung ist der Schwefelgehalt des Keratins sechs- bis siebenmal höher als bei weicher Verhornung, es sind wesentlich mehr Disulfidbrücken ausgebildet. Dies kommt einem Verbacken mehrerer flacher Lagen miteinander gleich. Diese Veränderungen der Zelle bezeichnet man als Verhornung, und lässt sich auch an der Änderung des Färbeverhaltens der einzelnen Hornschichten zeigen: In unverhornten Zellen herrschen saure Keratine vor. Im Laufe des Verhornungsprozesses ändert sich der isoelektrische Punkt der Keratine hin zum basischen. Aus diesem Grunde färben sich junge unverhornte Zellen basophil, verhornte hingegen acidophil (BOWDEN et al., 1984; KORTE, 1987; KÜNZEL, 1990; MAIERL und MÜLLING, 2004a; MÜLLING, 1993; SINOWATZ, 1992).

Die Einteilung des Horns in einen harten und einen weichen Verhornungstyp machen diverse Autoren am Vorhandensein verschiedener Stoffe, ihrer Morphologie, und ihrer physikalischen und chemischen Eigenschaften fest. Demnach werden die Substanzen des weichen Horns als Schizokeratine bezeichnet, und die des harten Horns als Sklerokeratine. Der Verhornungsprozess des weichen Horns läuft demnach äußerst komplex ab und zeichnet sich durch die Bildung verschiedener Schichten aus, wohingegen das harte Horn einen allmählichen fortschreitenden Verhornungsprozess aufzeigt. Bei letzterem findet man keine deutlichen Übergänge und Schichten. Neben offensichtlichen physikalischen Unterschieden – das harte Horn ist zäh und wenig dehnbar, diametral dazu verhält sich das weiche – und chemischen Eigenschaften wie das Färbeverhalten, ist das Abschilferverhalten noch von Bedeutung: das weiche schilfert spontan ab, wohingegen das harte lediglich durch Abnutzung aus dem Hornzellverband ablöst. Aber auch der Gehalt an Schwefelgruppen (SH- und SS-Gruppen) und Fetten ist in den verschiedenen verhornenden Teilen unterschiedlich: im weichen Horn ist prinzipiell ein geringerer

---

Gehalt an Schwefel, und ein höherer an Fetten nachweisbar wie im harten (EISEN et al., 1953; GIROUD und BULLIARD, 1934; 1935; GIROUD et al., 1934; GIROUD und LEBLOND, 1950-1951; KORTE, 1987; LEBLOND, 1950-1951). Viele Autoren beschreiben die Ausbildung einer „keratogenen Zone“ direkt am Übergang zum Stratum corneum. Bei verschiedenen Spezies wird das Auftreten im weichen oder im harten Horn beschrieben, bei manchen auch in beiden. Diese Zone zeichnet sich durch eine höhere Robustheit als tiefere Schichten aus, dies wird in manchen Werken (GIROUD und BULLIARD, 1934; 1935) dadurch erklärt, dass es zu einer relativen Erhöhung der SH-Gruppen kommt, die von Verlust von Wasser und Zellinhaltsstoffen herrührt. Disulfidgruppen konnten von diversen Autoren lediglich im Stratum corneum nachgewiesen werden, woher auch - unter anderem abhängig von der Anzahl der Disulfidbrückenpotentiale - die Festigkeit des Stratum corneum kommt (KORTE, 1987; MATOLTSY und SINESI, 1957; MESCON und FLESCHE, 1952; REDFEARN und STRANGEWAYS, 1957). Korte (KORTE, 1987) fand beim Schaf im weichen Horn im Stratum basale, Stratum spinosum und im Stratum granulosum eine leichte Reaktion für Sulfhydrylgruppen, im Stratum corneum ebenfalls eine leichte Reaktion in den basalen Zelllagen, die in Richtung der Peripherie ausläuft. SS-Gruppen wurden bei der Untersuchung lediglich im Stratum corneum der Schizokeratine gefunden. Im harten Horn des Kronhorns fand Korte eine charakteristische Verteilung der Sulfhydryl- und Disulfidgruppen: in der äußeren Zone waren sie an den Zellgrenzen auszumachen, in der mittleren waren sie regelmäßig in der Hornsubstanz verteilt und zeigten die stärkste Reaktion, in der innersten Zone blieb die gleichmäßige Verteilung, doch die Reaktionsstärke nahm bis Null ab. In proximodistaler Richtung nahmen Disulfidgruppen zu, Sulfhydrylgruppen hingegen ab, was Korte auf Oxidationsvorgänge von SH zu SS zurückführte. Für andere Klauensegmente konnten keine Nachweise für ähnliche proportionale Zusammenhänge gefunden werden (KORTE, 1987). Mülling (MÜLLING, 1993) wies beim Rind SH und SS-Gruppen in verschiedenen Klauensegmenten nach: in den Basalzellen keines untersuchten Segments wurde er fündig. Im proximalen Ballensegment waren die Spinosazellen frei von Sulfhydrylgruppen, im Rest des proximalen Ballens, des distalen Ballens, der Sohle und der weißen Linie fand Mülling verschieden starke Reaktionen auf SS und SH-Gruppen.

### 2.1.5 Bildung des Klauenhorns

Die Beschaffenheit und die Eigenschaften des Klauenhorns werden über den Hornbildungsprozess festgelegt (MAIERL und MÜLLING, 2004a).

#### 2.1.5.1 Hornstruktur und Hornbildung

Die Lederhautoberfläche ist maßgeblich für die Struktur des über ihm liegenden Horns verantwortlich. Sie dient als Patrize, in die sich die Matrize des Hornschuhs perfekt einfügt. Über den Lederhautpapillen, die bis auf eine Ausnahme auf allen Abschnitten der Klauenlederhaut zu finden sind, entsteht das Röhrchenhorn. In diesen Papillen findet man ein Kapillargebiet, welches die Versorgung der lebenden Epidermiszellen sicherstellt. Zellen, die an der Basis dieser Zotten gebildet werden, wachsen parallel zu ihnen, werden über lange Zeit per Diffusion mit Nährstoffen versorgt und bilden das hochwertige peripapilläre Horn. Die am schlechtesten versorgten Epidermiszellen sind jene, welche sich auf der Spitze der Papille differenzieren und somit das qualitativ schlechte suprapapilläre Horn bilden. Das schlecht keratinisierte Horn bröckelt aus den peripapillären Hornzylindern und hinterlässt Rörchenlumina. Zwischen den Papillen wird das Zwischenröhrchenhorn gebildet, welches die Räume zwischen den Zotten ausfüllt. Das Hornröhrchen besteht also aus einem zentralen Mark und der umgebenden Rinde und ist vom Zwischenröhrchenhorn umgeben. Die Röhrchenrinde der Klauenröhrchen des Schafes besteht aus wenigen Schichten von Zellen, die zwiebelschalen- bis tannenzapfenartig das Mark umgeben. Beim Schaf ist die dreidimensionale Form der Zellen des Zwischenröhrchenhorns, ähnlich wie bei Rind und Schwein, pfannkuchenförmig (BUDRAS et al., 2005; DOBLER, 1967; LIEBICH et al., 2004; MAIERL, 2000; MAIERL und BÖHMISCH, 2001; MAIERL und MÜLLING, 2004a; ROSSKOPF und GEYER, 1987).

Im Wandabschnitt entsteht im Gegensatz dazu das Blättchenhorn: Zwischen den proximodistal verlaufenden Lederhautblättchen werden die nach distal wachsenden Zellen sehr lange ernährt, woraus sich die relativ gute Hornqualität erklärt (BUDRAS et al., 2005; MAIERL und MÜLLING, 2004a).





Abb. 4: Lederhautpräparat der rechten lateralen, injizierten Vorderklaue eines 5 Monate alten Kamerunschafs (Ansicht von abaxial); a – Lederhautlamellen; b – teils injizierte Terminalpapillen am Übergang zum Sohlensegment; c – Sohlensegment

Das Hornwachstum muss den Verschleiß durch Abrieb beim Laufen ersetzen. Die Spitze und der Tragrand, die am meisten beanspruchten Teile des Klauenhornschuhs, müssen dementsprechend wachsen. Die Angaben des Längenwachstums des Horns beim Schaf weichen bei verschiedenen Autoren auseinander: Winter (2004) schreibt von einem Millimeter pro Woche, Strobel (2009) hingegen gibt einen Zentimeter in zwei bis fünf Monaten an. Beide weisen jedoch auf extreme Unterschiede bei verschiedenen Rassen hin (STROBEL, 2009; WINTER, 2004). Habermehl (1996) und Wheeler et al. (1972) sind der Meinung, dass bei erwachsenen Ziegen und Schafen die Klauenwand in 28 Tagen um etwa vier Millimeter wächst und alle drei Monate geschnitten werden sollte. Laut Christodouloupoulos (2009) sollte im Durchschnitt bei Ziegen in Stallhaltung alle sechs Monate Klauenpflege durchgeführt werden (CHRISTODOULOPOULOS, 2009; HABERMEHL, 1996; WHEELER et al., 1972). Insgesamt ist die Hornproduktion ein kontinuierlicher Prozess, der abhängig von der Nährstoffversorgung der Epidermis ist. Fehlende Futterversorgung bzw. krankheitsbedingte Futteraufnahme schlagen sich direkt auf Hornproduktion und Hornqualität nieder (WINTER, 2004).

### 2.1.6 Klauenschuh

Per Definition ist der Klauenschuh bzw. die Klauenkapsel der modifizierte Hautüberzug des Gliedmaßenendes, der sich aus verschiedenen Hornteilen zusammensetzt, die vom entsprechenden Lederhautabschnitt gebildet werden (MÜLLING, 2005; RUTHE et al., 1997). Man kann an ihm eine Klauenplatte, welche die Klauenwand ist, sowie eine Grundfläche (Sohlen- und Ballenteil) unterscheiden. Die Platte hat drei Wände: die stark gekrümmte, sehr schmale Rückenfläche (Dorsalwand), die konvexe abaxiale Wand (Außenwand) und die konkave axiale Wand (Interdigitalwand). Am abaxialen Übergang von der Wand zur Grundfläche findet man den Tragrand. Die Außenplatte verliert im Gegensatz zur Interdigitalplatte nach palmar kaum an Höhe: Letztere verschmälert sich so stark, dass sie das hintere Drittel der Zwischenklauenfläche freilässt (HABERMEHL, 1996; MAIERL und MÜLLING, 2004a; MICHEL, 1992; MÜLLING, 2005).

Die Klauen der kleinen Wiederkäuer sind steiler aufgerichtet als die des Rindes: Der Dorsalrand der Klaue bildet mit der Fußungsfläche einen Winkel von 50-70° bei Schafen, bei der Ziege beträgt der Zehenrückenwinkel 60-70°, wobei jeweils große Rassenunterschiede bestehen. Für das Schaf gibt es nähere Angaben: Für die Hintergliedmaße gibt er 51-56° an, bei der Vorderextremität misst er 54-64° (HABERMEHL, 1996; MÜLLING, 2005; ROSSKOPF, 1986).

Die Klauenspitze ist zum Interdigitalspalt hin eingezogen, wodurch die axiale Fläche konkav und die abaxiale leicht konvex wird. Diese gehen am Klauenrücken mit einer starken Krümmung ineinander über (DOBLER, 1967; ROSSKOPF und GEYER, 1987).

### 2.1.7 Klauensegmente

Die Gliederung der Klaue nach Segmenten ist eine topographische Zerlegung der Klauenhaut in funktionelle Abschnitte. Die Einteilung erfolgt durch vergleichend anatomische Untersuchungen der Struktur der Subkutis, des Coriums und der Epidermis. Es ergibt sich eine Einteilung in je ein Saum-, Kron-, Wand-, Sohlen- und Ballensegment (FÜRST, 1992).

In der Schafklaue findet man im Saum-, Ballen-, und Sohlensegment ein Stratum granulosum, was im Kron- und Wandsegment fehlt, und den weichen Verhornungstypen zur Folge hat (ROSSKOPF und GEYER, 1987).

#### 2.1.7.1 Saumsegment

Das weiche Saumhorn befindet sich in der proximalen Hälfte des Kronhorns: Es bedeckt flächig den proximalen Teil, ist ca. zwei bis fünf Millimeter breit und läuft dann gegen distal allmählich aus. An den Seitenflächen geht das Saumhorn nahtlos in das Ballenhorn über. Es ist im Unterschied zur behaarten Haut haar- und drüsenlos und mit einem dickeren Stratum corneum und einem Stratum granulosum ausgestattet. Im Vergleich zum Kronsegment zeigt das Saumsegment ein Stratum granulosum und ein nach Alcianblau-PAS-Reaktion intensiv rötlich bis bläulich gefärbtes Stratum corneum (HABERMEHL, 1996; KORTE, 1987; ROSSKOPF, 1986; ROSSKOPF und GEYER, 1987).

Saum- und Kronsegment haben axial ein sehr gut entwickeltes Subkutiskissen, was die Lederhaut als ein gemeinsames Saum-Kron-Band erscheinen lässt und die Grenze zwischen behaarter Haut und Klaue darstellt. Der Saumfalz aber ist nur angedeutet im Gegensatz zum Rind (KORTE, 1987; MÜLLING, 2005; WINTER, 2004). Die Zotten der Saumlederhaut sind länger, größer und schlanker als die der benachbarten Haut. Sie sind 0,7-1,1 Millimeter lang, treten senkrecht in die Saumepidermis ein und sind leicht distal abgebogen (HABACHER, 1948; ROSSKOPF, 1986). Das Saumhorn ist weich-bröckelig und schilfert schnell ab. Es reguliert den Feuchtigkeitshaushalt im proximalen Kronsegment (MÜLLING, 2005). Mülling (2005) beschreibt im Saumsegment der Wiederkäuer klassisches Röhrchenhorn, wohingegen nach Roskopf (1986) den Aufbau der Hornröhrchen und die Abgrenzung von Mark, Rinde und Zwischenröhrchenhorn selten vorliegt.

Im Zwischenklauenspalt sind die beiden Zehen knapp oberhalb des Saums im Übergang von Interdigitalplatte in die Ballenhaut durch eine deutliche Hautfalte verbunden, in die das distale Zwischenklauenband (Abb. 5) eingebettet ist (HABERMEHL, 1996).

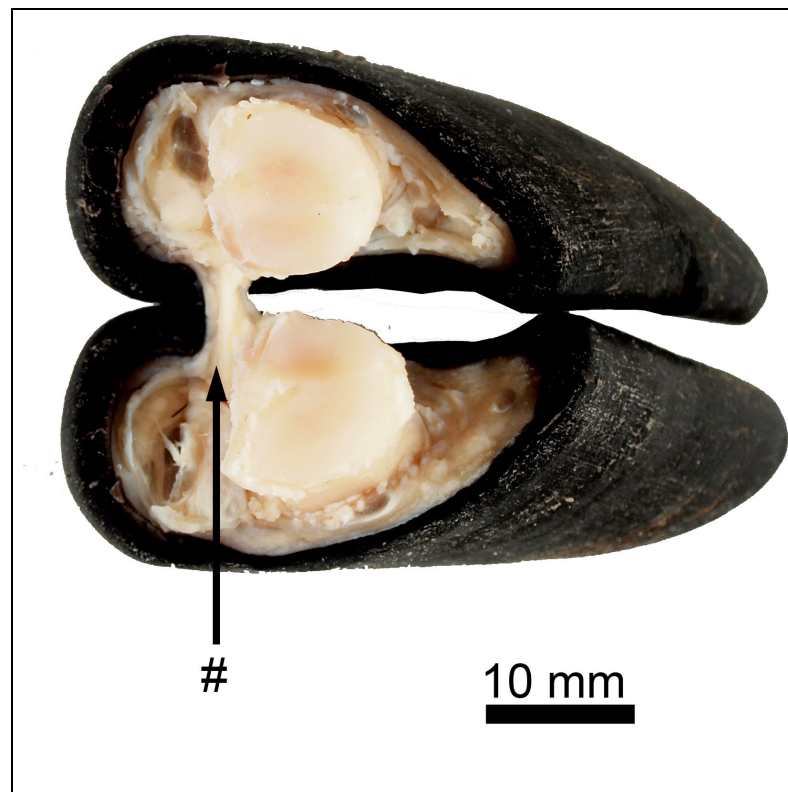


Abb. 5: Aufsicht auf die im Krongelenk abgesetzten Klauen eines 5 Monate alten Kamerunschafes (vorne links): distales Zwischenzehenband (#)

#### 2.1.7.2 Kronsegment

Die Klauenplatte, welche sich aus Saum-, Kron- und Wandsegment zusammensetzt, ist sehr dünn, doch besonders bei der Ziege härter als beim Rind. Bei der Ziege beträgt die Dicke der Schutzschicht zwei bis drei Millimeter, der Verbindungsschicht ein bis zwei Millimeter, die beide nehmen von dorsal nach palmar ab (HABERMEHL, 1996; MÜLLING, 2005). Die Stärke des Weichgewebes unter der Hornkapsel sowie die der Hornkapsel selbst kann per Ultraschall gemessen werden (VAN AMSTEL et al., 2003; VAN AMSTEL et al., 2004b).

Aufgrund morphologischer Unterschiede wurde für Pferd, Rind, Schwein und Schaf und Ziege eine Unterteilung der horizontal geschnittenen Kronhornplatte in eine innere, eine mittlere und eine äußere Zone vorgenommen (BRUHNKE, 1931; KASTNER, 1976; NICKEL, 1938; ROSSKOPF, 1986; WARZECHA, 1993; WILKENS, 1963).

Der Übergang des seitlichen Kronhorns zum Ballenhorn ist visuell nicht deutlich abgrenzbar, kann jedoch palpatorisch festgelegt werden. Histologisch kann man es

vom Saumsegment durch die Alcianblau-PAS-Reaktion gut unterscheiden, denn das Kronhorn färbt sich nur sehr schwach rötlich an. Die distale Grenze zwischen Kron- und Wandhorn wird durch den Übergang von Lederhautzotten der Krone zu Lederhautblättchen der Wand gebildet, der auf halber Höhe der Klaue liegt. Das Horn des Kronsegments ist das kräftigste und besitzt pro Flächeneinheit zahlreiche Röhrchen (HABERMEHL, 1996; KORTE, 1987; ROSSKOPF und GEYER, 1987).

Die Papillen der Kronlederhaut entstehen auf dem Subcutiskissen und sind proximal dünn und abrupt kürzer als die des Saums. Ihre Länge beträgt im Durchschnitt nur noch 0,4-0,6 Millimeter. Weiter distal werden sie kleiner und besitzen nach distal gerichtete Spitzen. Im Übergangsbereich zur Wandlederhaut sind die Basen der Papillen zu niedrigen Leisten ausgezogen, die in regelmäßigen Reihen angeordnet sind und auf denen schlanke Zotten entspringen. Sie dringen senkrecht in die Epidermis ein, und ihre Spitzen zeigen ebenfalls nach distal. Die Zottendichte nimmt in proximodistaler Richtung ab, so dass die Leisten am Übergang zur Wandlederhaut papillenfrie sind (DOBLER, 1967; HABERMEHL, 1996; ROSSKOPF, 1986).

Das sehr harte und widerstandsfähige Horn bildet die Schutzschicht, welche der überwiegende Teil der Platte ist, sowie den äußeren Tragrand, den Margo solearis, der vor allem bei ungepflegten Klauen die Sohlenfläche überragt (MÜLLING, 2005). Das Horn ist beim Schaf ungefähr sechs bis acht Millimeter breit und reicht auf der ganzen Seitenfläche bis etwa zur halben Höhe der Klaue nach distal, wo es an das Wandsegment grenzt. Nach plantar läuft das Kronsegment zusammen mit dem Wandsegment spitz aus und erstreckt sich abaxial über drei Viertel bis vier Fünftel, axial über die vordere Hälfte der Seitenfläche (ROSSKOPF, 1986).

#### 2.1.7.3 Wandsegment und weiße Linie

Das Corium des Wandsegments bildet, im Gegensatz zu allen anderen Segmenten, keine Papillen, sondern Lederhautblättchen. Im Übergang vom Kron- zum Wandsegment sind die proximal noch unregelmäßig angeordneten Papillen streng aneinandergereiht, wachsen dann nach distal sozusagen zusammen und bilden die, im Gegensatz zu den Equiden, unverzweigten Primärblättchen (LIEBICH et al., 2004; ROSSKOPF, 1986). Beim Schaf beträgt ihre Rückenlänge proximal 0,3-0,5 mm und wächst nach distal auf eine Höhe von 0,6-0,8 mm. Es wurden aber auch Extremwerte von 1,2 mm auf der abaxialen Seitenwand gemessen. Quer geschnitten

zeigen die Blättchen im Rückenteil meist gerade gestreckte Form, sind manchmal aber auch s-förmig. In den Seitenteilen gibt es große Unterschiede: Abaxial stehen die Blättchen im Winkel von etwa 30° zur Senkrechten durch die Hornwand nach dorsal geneigt bis zu 30° nach plantar. Axial können sie nach plantar sogar um 50° geneigt sein. Abaxial sind die Coriumblättchen sehr lang und schmal, axial hingegen sind sie weniger breit bis fast doppelt so breit und nur halb so lang bis fast gleich lang (ROSSKOPF, 1986).

Das Wandsegment liegt, von außen nicht sichtbar, unter dem Kronhorn. Die Paarhufer hängen mit ihrem Gewicht im Hornschuh: Die weichen Blättchen der Lederhaut sind sehr fest mit den von oben nach unten wachsenden Hornblättchen der Epidermis verbunden, damit der Innenteil der Klaue fest im Hornschuh gehalten wird. Somit werden die Kräfte, die beim Fußen auftreten, direkt über das Wandsegment auf das Klauenbein übertragen, weswegen die Subcutis als lockere Verschiebeschicht in diesem Segment fehlt. Nach distal nimmt die Wanddicke kontinuierlich zu, wobei jede neue Zelle eine stabile Verbindung mit ihrer Nachbarzelle eingeht. Dadurch entsteht ein fester Hornzellverbund zwischen Kron- und Wandhorn (GEYER et al., 2000; MAIERL und MÜLLING, 2004a).

Der Papillarkörper besteht, im Gegensatz zum Pferd, aus primären und somit unverzweigten Lederhautblättchen, deren Rückenhöhe zur Mitte des Wandsegments hin zunimmt. Beim Schaf beginnen die Blättchen erst ab der distalen Hälfte der Hornwand, bei der Ziege ca. 2 mm proximal der Mitte (WARZECHA, 1993). Am Rückenteil stehen sie einheitlich senkrecht zur Oberfläche, an den Seitenteilen aber in sehr unterschiedliche Richtungen. Über dem freien Rand der Lederhautblättchen entsteht beim Schaf vergleichsweise wenig Kappenhorn, welches von den Kappenpapillen gebildet wird. Diese sitzen auf der Vorderkante der Lederhautblättchen. An der Klauenspitze biegen die Lederhautblättchen auf die Grundfläche um, wo ihr distaler Rand immer mehr mit einem zottenförmigen Papillarkörper besetzt ist, die Terminalpapillen. Sie und die Kappenpapillen bilden Röhrchenhorn nach dem weichen Verhornungstyp, das Kappen- bzw. Terminalhorn (LIEBICH et al., 2004; MAIERL, 2000; ROSSKOPF und GEYER, 1987). Beim Schaf gibt Habermehl (1996) die Anzahl der Lederhautblättchen mit 550-700 an.

Die Klauenplatte, die in proximodistaler Richtung vorgeschoben wird, stößt distal an die Grundfläche des Klauenschuhs. An dieser Stelle weist die Oberfläche eine feine

Linie auf: die Weiße Linie. Sie stellt die Verbindung zwischen der Klauenplatte und der Klauengrundfläche her (VAN AMSTEL und SHEARER, 2001). Sie ist wie bei Rindern auch bei kleinen Wiederkäuern durch ihre vergleichsweise schlechte Hornqualität die Schwachstelle der Klaue (WINTER, 2004).

Die Weiße Linie besteht aus dem Horn, welches das Wandsegment gebildet hat: den Hornblättchen, dem Kappen- und dem Terminalhorn, welche die Räume zwischen den nach distal stark gekrümmten Hornblättchen ausfüllen. Sie stellt durch ihre schlechte Hornqualität vor allem beim Rind eine Eintrittspforte für Erreger dar (MAIERL und MÜLLING, 2004a; ROSSKOPF, 1986).

#### 2.1.7.4 Sohlensegment

Die Sohle des Schafes wird in mehreren Arbeiten unterschiedlich beschrieben. Aufgrund der Ähnlichkeit der Klauen der kleinen Wiederkäuer mit denen des Rindes und vor allem des Schweines können hier Parallelen gezogen werden. Rosskopf (1987) beschreibt beim Schaf als Sohle die Fläche, die apikal einer willkürlich festgelegten Verbindungslinie liegt, die vom axialen zum abaxialen plantaren Ende der weißen Linie gelegt wird. An Epidermis und Corium stellt er keine morphologischen Unterschiede zwischen Sohle und Ballen fest. Wilkens (1964) legt fest, dass die Rindersohle ein schmaler Streifen ist, der gleichfalls nicht vom angrenzenden Ballenhorn makroskopisch unterscheidbar ist. Der Ballenwulst des Schweines endet im Gegensatz zum Schaf laut Geyer (1979) abrupt und erlaubt eine klare Trennung zwischen Sohlen- und Ballensegment. Habermehl (1996) findet beim Schaf nur schwer einen Sohlenbezirk, wohingegen bei der Ziege ein kleiner Bereich erkennbar ist (GEYER, 1979; HABERMEHL, 1996; ROSSKOPF, 1986; ROSSKOPF und GEYER, 1987; WILKENS, 1963).

Die Sohlenfläche ist im Klauenspitzenbereich etwas hochgezogen. Dadurch endet die Klauenplatte hier etwas früher (HABACHER, 1948)

#### 2.1.7.5 Ballensegment

Die Klauengrundfläche wird zum größten Teil vom weichen Ballenhorn eingenommen. Das bedeutet, dass das weiche Ballenhorn gegenüber dem harten Horn des distalen Ballensegments und der Sohle dominiert (MÜLLING, 2005). Das

macht das Rind wie die kleinen Wiederkäuer zum Langballer (HABERMEHL, 1996; WILKENS, 1963).

Die Subcutis bildet im Bereich des Ballens einen ungefähr 10 mm dicken Wulst, der im Verhältnis größer ist als der des Rindes (ROSSKOPF, 1986; WILKENS, 1963). Im Sagittalschnitt ist deutlich erkennbar, dass sich der epidermale Wulst wesentlich weniger weit in Richtung Klauenspitze zieht als der subkutane. In palmarer Richtung verbreitert sich der Ballen immer mehr nach abaxial und interdigital. Am Trachtenrand der Klauenplatte steigt er steil an und bildet mit seinem mächtigen Wulst den hinteren Abschluss der Klaue, der in die behaarte Haut ohne Berührung des Nachbarhornballens übergeht. Zehenspitzenwärts schließt sich an den flachen Ballenteil die Sohle an. Zusammen bilden sie die flache Fußungsfläche und zeigen im Gegensatz zu Rind und Schwein keine deutlich erkennbare Grenze (HABERMEHL, 1996; ROSSKOPF, 1986; ROSSKOPF und GEYER, 1987).

Die Subcutis bildet beim Rind eine besondere Struktur: das dreigliedrige Ballenpolster. Es dient vor allem der Stoßbrechung. Es besitzt drei größere Kammern, die untereinander verbunden sind, und sich fingerförmig in Richtung Klauenspitze ausbreiten. Die mittlere dient der tiefen Beugesehne als Polster, die beiden seitlichen erstrecken sich weiter nach apikal. Das mittlere und das abaxiale Kissen befinden sich direkt unter der distalen Phalange und besitzen weniger Fettsäuren als der restliche Teil. Mit höherer mechanischer Belastung vor allem im Zeitraum um die erste Kalbung und durch Zusammenhänge mit der Fütterung ändert sich die Fettsäurezusammensetzung (RÄBER et al., 2002a; RÄBER et al., 2002b; RÄBER et al., 2006).

Mikro- sowie makroskopisch lassen sich keine großen Unterschiede zwischen proximalen und distalen Ballen sowie Sohlensegment erkennen. Die Länge der Lederhautzotten im flachen Ballenteil und im Sohlensegment beträgt 0,7-0,9 mm und ist somit etwas geringer als im plantaren Ballenteil, bleibt aber bis zur Klauenspitze hin konstant. Sie sind klauenspitzenwärts geneigt und leicht gebogen. Sie gehen, wie beim Schwein, mit einer nur kleinen, weiter spitzenwärts gerichteten Winkeländerung in die Hornröhrchen – die hier meist geradlinig verlaufen – über, so dass ihr Neigungswinkel zur Fußungsfläche mit rund 45° etwas kleiner ist als derjenige der Zotten. Der Hornröhrchenwinkel im Ballenwulst liegt bei ca. 50-60°. Insgesamt stellt Roskopf (1986) histologisch keine Unterschiede zwischen Ballen- und



Sohlensegment fest, wohingegen im axialen und abaxialen Seitenteil im Vergleich zum plantaren und flachen Ballen unterschiedliche Befunde bei Zellformen erhoben wurden (ROSSKOPF, 1986).

Im Grenzbereich, in dem Hornwand und das seitliche Ballenhorn aufeinandertreffen, kann man Kron- und Ballenhorn klar voneinander unterscheiden: Zum einen erscheint im Ballensegment ein Stratum granulosum, zum anderen durch das nach plantar keilförmig spitz auslaufende Stratum corneum des Kronsegments, das dort endet, wo das Stratum granulosum des Ballens beginnt (ROSSKOPF, 1986).

#### 2.1.7.6 Hornqualität

Die Voraussetzung für einen stabilen Klauenschuh ist die hohe Hornqualität, welche sich aus verschiedenen Faktoren zusammensetzt. Einige davon sind eine starke, gut abgesetzte Rinde mit möglichst kleinen Markräumen, der Quotient des Röhrchenmarks zur Röhrchenrinde, eine sichere Abgrenzung des Hornröhrchens gegen das Zwischenröhrchenhorn sowie eine starke Pigmentierung des Horns (DIETZ und PRIETZ, 1981). Als wichtigster Faktor und somit als Maß für die Qualität wird die Anzahl der Hornröhrchen pro Quadratmillimeter angegeben (Tab. 1). (DIETZ et al., 1971; DIETZ und PRIETZ, 1981; GEYER, 1980; KASTNER, 1976; ROSSKOPF, 1986).

Tab. 1: Anzahl der Hornröhrchen pro Fläche (alle Angaben in Röhrchen/mm<sup>2</sup>)

Tierart	Kron-segment	Trachten-wand	Seitenwand axial	Seitenwand abaxial	Sohlen-segment	Proximales Ballen-segment	Distales Ballen-segment
Deutsches Schwarzbuntes Rind (DIETZ und PRIETZ, 1981)	79,1 +/- 16,3	56,8 +/- 3,5	68,6 +/- 11,6	71,9 +/- 12,2	16,4 +/- 1,9	14,9 +/- 1,3	14,9 +/- 1,3
Schwein (GEYER, 1980)	105	80	93	123	42	25	16
Schaf (ROSSKOPF, 1986)	99	85	Keine Angabe	68	85	Keine Angabe	41

Neben den oben erwähnten genetischen Einflüssen gibt es diverse Umweltfaktoren, die entscheidend die Hornqualität beeinflussen. Der Vererbung werden im Durchschnitt 38% zugesprochen, wohingegen 62% auf eben diese Umweltfaktoren entfallen. Sie sind die Haltungsbedingungen, Stoffwechselbelastungen wie Geburt und Laktation, Versorgung der Epidermis durch die Lederhaut und die Fütterung der Tiere. Durch die Aufstallung wird vor allem der Feuchtigkeitsgehalt des Horns beeinflusst. Das Vermögen, Feuchtigkeit aufzunehmen hängt von dem Verhältnis Röhrchen zu Zwischenröhrchenraum ab. Je mehr Zwischenraum vorhanden ist, desto mehr Wasser kann aufgenommen werden. Ein gesunder Gehalt beläuft sich auf ungefähr 30% für das Rind (DIETZ und PRIETZ, 1981; VAN AMSTEL et al., 2004). Zu feuchtes Horn schleift sich auf hartem Boden sehr schnell ab, zu trockenes ist zu hart und brüchig. Der ideale Feuchtigkeitsgehalt bei Ziegen beläuft sich auf 15-20% (STROBEL, 2009). Bei gleichen Feuchtigkeitsgehalten zeigt sich, dass das pigmentierte Horn widerstandsfähiger ist. Die Stoffwechselbelastungen schlagen sich beim Rind ebenfalls deutlich nieder: Das Hornwachstum nimmt ab dem zweiten Drittel der Gravidität ebenso stark ab wie zu Zeiten hoher Milchleistung. Ebenso eindrucksvoll zeigt sich der Einfluss von Durchblutungsstörungen auf die Hornqualität, wie wir sie zum Beispiel bei der Rehe finden. Bei der Fütterung der Tiere wird die Stoffwechsellage und damit auch die Hornqualität mitbestimmt: Futterqualität, Spurenelemente, Vitamine - und bei denen vor allem Biotin - spielen eine große Rolle (siehe 2.2.1) (DIETZ und PRIETZ, 1981; MAIERL, 2004c; MAIERL und MÜLLING, 2004a; STROBEL, 2009; VAN AMSTEL et al., 2004; WINTER, 2004). Neben beschriebenen Faktoren hat das Alter noch einen bedeutenden Einfluss auf die Qualität des Hornes. Beim Rind sinkt die Röhrchenzahl mit zunehmendem Alter, wohingegen die Röhrchengröße steigt (DIETZ und PRIETZ, 1981).

Das Stallmilieu, besonders das Stehen in Gülle oder feuchter Einstreu, ist der Hornqualität durch Zerstörung des Zusammenhalts von Keratin und dem Interzellularkitt abträglich (GEYER et al., 2000; STROBEL, 2009).

#### 2.1.8 Klauenbeinträger

Als Klauenbeinträger werden alle Gewebelemente bezeichnet, die das Klauenbein an der Innenseite des Hornschuhs befestigen (MÜLLING und BUDRAS, 2002a). Für das Pferd führten Künzel und Knospe (KÜNZEL und KNOSPE, 1990) den Begriff des

Hufbeinträgers ein, der von Budras und Huskamp (BUDRAS und HUSKAMP, 1995) als erste genau definiert wurde. Sie beschreiben, dass er aus einem bindegewebigen und einem epidermalen Anteil besteht, zwischen Hufbein und Hufplatte aufgespannt ist und die auf das Hufbein lastende Druckkraft in eine Zugkraft umwandelt. Durch Studien wurde festgelegt, dass beim Rind, im Gegensatz zum Pferd, nur die Wandlerhaut als Aufhängeapparat des Klauenbeins bezeichnet wird (BRUHNKE, 1928). Neben dem Klauenbeinträger im engeren Sinn, dem bindegewebigen und dem epidermalen Anteil im Wandsegment, gehören im weiteren Sinne die Strecksehnen, die tiefe Beugesehne und der gesamte Bandapparat des Klauengelenks (Abb. 2) zum Klauenbeinträger (WESTERFELD, 2003). Beim Rind ist das Klauenbein dorsal und axial über den Klauenbeinträger im engeren Sinne im Blättchenapparat aufgehängt, wohingegen axial die Blättchenfläche wesentlich kleiner ist und im Bereich des Übergangs zum Ballen völlig verschwindet. Hier unterstützt das dreigliedrige Fettpolster und das distale Zwischenzehenband die Aufhängung des Klauenbeins im Hornschuh (LISCHER und OSSENT, 2002a; LISCHER et al., 2002b; WESTERFELD, 2003).

Für die genauere Strukturierung des Klauenbeinträgers ist eine Einteilung in vier Bereiche erforderlich, nämlich die Ansatzzone am Klauenbein, den bindegewebigen Anteil, den korioepidermalen Verbindungsteil und den epidermalen Anteil.

Die Ansatzzone am Klauenbein entspricht einem chondralapophysären Bandansatz und kann daher als faserknorpelige Ansatzzone beschrieben werden (PELLMANN, 1995). Nach mehreren Autoren wird sie in vier Zonen unterteilt:

- Zone des parallelfaserigen straffen Bindegewebes
- Zone des unverkalkten Faserknorpels
- Zone des verkalkten Faserknorpels
- Zone des lamellären Knochens

(BENJAMIN et al., 1986; KNESE, 1979; KÜNZEL und KNOSPE, 1990; PELLMANN, 1995).

In der Zone des parallelfaserigen straffen Bindegewebes, das zwischen den Kollagenfaserbündeln des Typs I und III liegt, gibt es auch lockeres, zellreiches und gefäßführendes Bindegewebe (PELLMANN, 1995; TILLMANN, 1987). Im Gegensatz zum lockeren Bindegewebe sind die Fasern hier deutlich linear angeordnet. Das hat den Sinn, die auftretenden Kräfte effektiv weiterzuleiten (PALMER und BERTONE,

1996). Zwischen der Zone des unverkalkten und des verkalkten Faserknorpels ist die Tidemark zu erkennen, eine basophile Grenzlinie, die sich je nach Dicke unterschiedlich stark basophil anfärben lässt (BENJAMIN et al., 1986; KÜNZEL und KNOSPE, 1990).

Die Dicke der Zone des unverkalkten Faserknorpels schwankt enorm und ist von der Dicke der Kollagenfasern abhängig, die durch sie hindurch ziehen. Bei Muskelansätzen, die ungenutzt bleiben, kann sie fehlen. Wenn wenige Fasern einstrahlen, ist sie schmal, je kräftiger jedoch die Fasern werden, desto dicker wird sie (HENKE, 1997; KÜNZEL und KNOSPE, 1990; PELLMANN, 1995).

Die Zone des verkalkten Faserknorpels liegt der Knochenoberfläche direkt auf und ist direkt von Kollagenfasern Typ II umgeben. Die Knorpelzellen alleine verkalken hier, nicht aber die Kollagenfasern vom Typ I, die die osteochondrale Grenze überbrücken und zum Teil bis tief in den Knochen hinein fortlaufen (BUDRAS et al., 1997; HENKE, 1997; KÜNZEL und KNOSPE, 1990). Sie verbinden sich hier innig mit den knocheneigenen Kollagenfasern Typ III und sorgen so für die starke Faserverankerung (BUDRAS et al., 1997).

Beim Rind findet man in der Zone des lamellären Knochens Knochenleisten, auf deren Firsten die Kollagenfasern inserieren. Lediglich zwischen diesen Knochenleisten liegt Periost vor; hier fehlt eine faserknorpelige Ansatzzone (WEILER, 1979; WESTERFELD, 2003). Die Ansatzzone bleibt zeitlebens eine Wachstumsfuge, die sich mechanischen Belastungen angleicht und weiter bestehen bleibt, nachdem das Knochenwachstum abgeschlossen ist. Der vierzonige Aufbau des faserknorpeligen Ansatzes dient somit dem Schutz vor Abscherung und Stauchungen wie auch einer festen Verbindung von Knochen und Fasern (SCHNEIDER, 1956; WEILER, 1979).

Der bindegewebige Anteil besteht vor allem aus parallelfasrigem straffen Bindegewebe, das Kollagenfasern vom Typ I und II enthält, die von einer Scheide aus elastischen Fasern und Mucopolysacchariden umgeben werden. Die Kollagenfasern werden an der korioepidermalen Grenze durch einen Verbund von Kollagen Typ III und elastischen Fasern fortgesetzt (PELLMANN, 1995). Bruhnke stellt 1928 fest, dass die Richtung der kollagenen Bindegewebselementen, die zur Aufhängung am Hufbein dienen, durch drei Kräfte beeinflusst wird: den Druck der Körperlast, den Zug der Strecksehnen und den der tiefen Beugesehne.

Nach mehreren Autoren kommt zu diesen Kräften beim Rind noch eine vierte hinzu, nämlich die der Bänder, und da vor allem die des Zwischenzehenbandes (LISCHER und OSSENT, 2000; MAIERL und MÜLLING, 2004a; WESTERFELD et al., 2000).

Die korioepidermale Grenzfläche stellt die Verbindung zwischen dem bindegewebigen und dem epidermalen Anteil des Klauenbeinträgers her, wobei die Lederhautanteile die Grundlage für die korioepidermale Wechselwirkung bietet (MÜLLING und BUDRAS, 2002b). In der korioepidermalen Grenzzone sind der bindegewebige und der epidermale Anteil über eine Basalmembran miteinander verbunden (MAIERL und MÜLLING, 2004a). Der Lederhautanteil besteht aus den Lederhautpapillen und den Lederhautblättchen, die beide der Oberflächenvergrößerung dienen. Das von den Lederhautpapillen gebildete Röhrchenhorn wird dort benötigt, wo man eine hohe Hornbildungsrate findet – hier im Terminalhorn – und die Blättchen dort, wo eine mechanisch zugbelastbare Verbindung zwischen Korium und Epidermis besteht (MÜLLING, 1993; PELLMANN, 1995). Transmissionselektronenmikroskopisch werden an der korioepidermalen Grenze folgende Abschnitte unterschieden: die Basalmembran mit ihren drei Schichten, der Lamina rara, Lamina densa, dem Stratum fibroreticulare und der Zytoplasmamembran der Basalzellen mit ihren Hemidesmosomen (LEBLOND und INOUE, 1989). Das Stratum fibroreticulare bildet sog. Ankerfilamente aus, die die Basalmembran mit den Hemidesmosomen der Epithelzellen verbinden und mit ihnen einen epithelialen Adhäsionskomplex bilden (HENDRY et al., 2002; LEBLOND und INOUE, 1989).

Der epidermale Teil des Klauenbeinträgers wird von der Blättchenepidermis des Wandsegments gebildet. Man zählt ebenso die Kappen- und Terminalhornröhrchen dazu, welche die Weiße Linie bilden (DIRKS, 1985).

Beim Rind verliert der Klauenbeinträger mit steigender Anzahl der Trächtigkeiten an Zugfestigkeit, wodurch seine Aufhängung im Hornschuh geschwächt wird und wodurch die Möglichkeit eines Klauengeschwürs ansteigt (WIDAUER, 2006). Ebenso sind bei höherem Alter auftretende Klauenbeinabsenkungen und Verschlechterung der Dämpfungseigenschaften des Ballenfettpolsters festzustellen (BOSCH, 2003; RÄBER et al., 2006).

---

#### 2.1.9 Biomechanik der Klaue

Der Begriff des Klauenmechanismus beschreibt die reversible Formveränderung der Hornkapsel und der von ihr eingeschlossenen Strukturen während der Be- und Entlastung (GÜNTHER, 1988). Bei Belastung senkt sich das Klauenbein durch die Einwirkung der Körperlast und bewegt sich palmar/plantar. Durch diesen Vorgang wird der Klauenbeinträger aktiviert, der die Zugkraft an das innere Kronhorn weiterleitet und den Klauenmechanismus induziert (WESTERFELD et al., 2000). Neben der Belastung des Aufhängeapparates wirkt der Ballenbereich auch noch unterstützend: Hier arbeiten das Ballenpolster und das weich elastische Ballenhorn funktionell zusammen (MAIERL und MÜLLING, 2004a).

#### 2.1.10 Zwischenklauensäckchen

Die ungefähr zwei bis vier Millimeter weite Öffnung des Zwischenklauensäckchens befindet sich in der Haut über den Klauen am proximalen Ende der Dorsalwand des Interdigitalspaltes. Es handelt sich hierbei um eine Einsenkung der Zwischenklauenhaut, die beim Schaf den Sinus interdigitalis darstellt. Der Hautschlauch besitzt die Form einer Tabakspfeife deren Länge circa 18-20 Millimeter und deren Breite drei bis vier Millimeter beträgt. Im Inneren herrschen apokrine Schlauchdrüsen vor, die ein wachsartiges Sekret bilden. Die darin enthaltenen Duftstoffe dienen der Areal- und Fährtenmarkierung und werden bei der Fußung abgegeben (HABERMEHL, 1996; KARAHAN et al., 2007; SALOMON, 1986; WINTER, 2004).

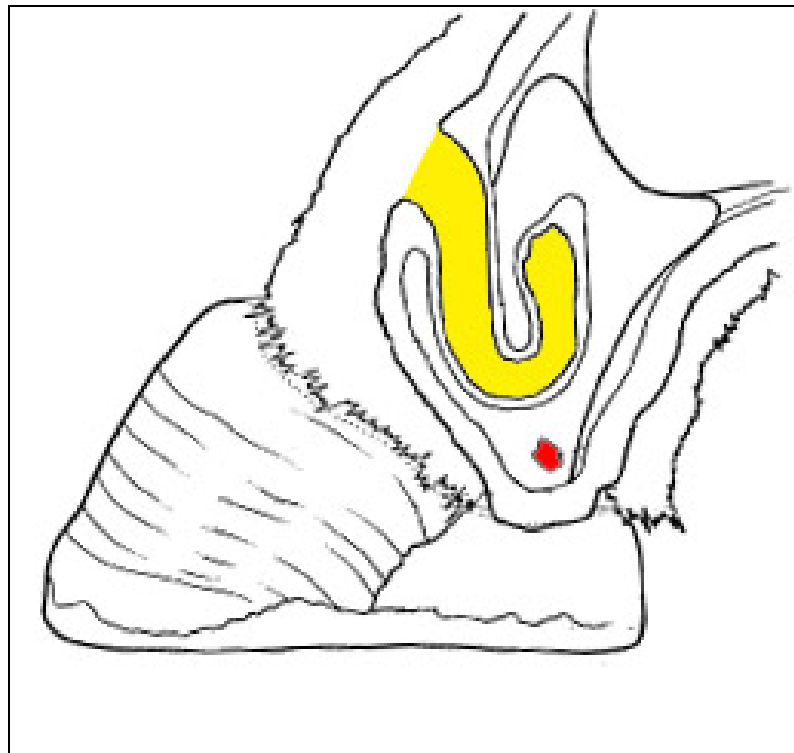


Abb. 6: Zwischenklauensäckchen eines Schafs (ASHDOWN und DONE, 1984)  
Zwischenklauensäckchen (gelb) und Interdigitalband (rot) bei amputierter Partnerklaue

## 2.2 Pathologische Veränderungen

Wilde Ahnen der domestizierten kleinen Wiederkäuer entwickelten sich in bergigen, trockenen bis wüstenartigen Gebieten. Ihre Klauen sind somit für diese Umweltbedingungen geschaffen, denen sie in Wachstumsgeschwindigkeit und Härte perfekt angepasst sind. Extensive Tierhaltung unter ähnlichen Bedingungen ist meist unproblematisch. Sobald die Tiere im Hohen Besatz auf Wiesen, und besonders im Stall gehalten werden, steigt die Wahrscheinlichkeit einer Klauenerkrankung. Feuchte Haltungsbedingungen führen zum Aufweichen des Horns und somit zur leichteren Ausbreitung infektiöser Klauenerkrankungen.

Trotz grundlegend gleicher Anatomie haben manche Exemplare zeitlebens gesunde, wohlgeformte Klauen, wohingegen andere stets Überwachungen oder wiederkehrende Lahmheiten aufweisen. Somit sind neben Haltung auch Rassen- und Individualunterschiede in Klauenform und Hornstärke, wie auch Fütterung Faktoren, welche die Klauengesundheit beeinflussen (STROBEL, 2009; WINTER, 2004).

---

### 2.2.1 Fütterung

Ausgewogene Ernährung ist Grundlage für gesundes Wachstum von Horn. Umgekehrt gilt, dass Mangelsituationen zu verminderter und qualitativ mangelhafter Hornproduktion führen. Unzureichende Versorgung mit Mineralstoffen und Spurenelementen spielen ebenso eine Rolle wie Unterversorgung oder erhöhter und nicht gedeckter Nährstoffbedarf durch Trächtigkeit oder Krankheiten (STROBEL, 2009).

Nährstoffmangel führt zu dünnem, brüchigem Horn, Überschüsse oder Futterumstellungen mit leicht verdaulichen Kohlehydraten führen zur Übersäuerung des Organismus, und zur akuten und chronische Klauenrehe (MORROW et al., 1973; STROBEL, 2009; WINICKER et al., 1990). Mineralstoffe und Spurenelemente wie Schwefel, Kupfer, Zink, Jod, Mangan und Selen sind essentiell für die Keratinisierung und sollten daher in ausgewogener und bedarfsdeckender Menge vorhanden sein (STROBEL, 2009).

Bei der Supplementierung von Biotin (Vitamin H) sind sich die Autoren uneinig: Strobel (STROBEL, 2009) geht davon aus, dass durch die Mikroflora des Pansens die Biotinversorgung von Schaf und Ziege sichergestellt ist und eine zusätzliche Fütterung des Vitamins unnötig wäre. Lediglich bei gestörter Vormagenverdauung ist die Vitaminproduktion unterbrochen und die Klauengesundheit würde indirekt beeinflusst werden. Andere Autoren stellen hingegen eine Verbesserung der Horneigenschaften fest: Higuchi, Maeda et al. (HIGUCHI et al., 2004) beschreiben, dass bei Rindern das Sohlenhorn bei Biotin zugefütterten Tieren signifikant härter ist, einen wesentlich niedrigeren Feuchtigkeitsgehalt und höheren Fettgehalt aufweist. Da Silva, Franco et al. (DA SILVA et al., 2010) erkannten, dass Biotin das Hornwachstum positiv beeinflusst, und Lischer, Koller et al. (LISCHER et al., 2002) stellten eine deutliche Verbesserung der mikroskopischen Hornqualität fest. Bergsten, Greenough et al. (BERGSTEN et al., 2002) widersprechen sogar direkt: Sie sind der Meinung, dass trotz ruminaler Biotinproduktion besonders Milchkühe für optimale Leistung Biotinsupplementierung benötigen.



---

### 2.2.2 Krankheiten

Neben der Moderhinke, eine hoch infektiöse Klauenspaltentzündung, welche weltweit vorkommt und den größten wirtschaftlichen Schaden unter den Klauenerkrankungen verursacht, gibt es noch diverse andere Probleme mit den Klauen bei kleinen Wiederkäuern. Ihre Ursachen reichen von vernachlässigter Pflege und Hygiene, falscher Fütterung bis hin zu Infektionskrankheiten. Es gibt die Einzeltierprobleme wie z.B. die Hohle Wand, Hornrisse, Verletzungen, Klauenabszesse und -geschwüre. Herdenprobleme ergeben sich bei Erkrankungen wie dem Traumatischen Lahmheitssyndrom, Klauenspaltentzündungen oder der Moderhinke. Allgemeinerkrankungen können sich ebenfalls auf die Klauengesundheit auswirken, wie die Klauenrehe, die Maul- und Klauenseuche, der Klauenrotlauf oder der Lippengrind (BOSTEDT und DEDIÉ, 1996; GANTER, 2001a; LINKLATER und SMITH, 1993; SCHULZE, 1951; STROBEL, 2009; STROBEL et al., 2014). In dieser Arbeit soll im Folgenden nur noch vereinzelt auf diese Probleme im Zusammenhang mit der Klauenpflege eingegangen werden.

### 2.3 Klauenpflege

Schulze (1951) stellte fest, dass eine sachgemäße Klauenpflege für Klauengesundheit von großer Bedeutung ist (SCHULZE, 1951). Bei ungenügendem Klauenabrieb und unzureichender Klauenpflege tritt ein Fehlwachstum der Klauen auf, indem die Klauenspitze immer länger wird. Dadurch fußt das Tier zwangsläufig auf dem Ballen, was zu einer verstärkten Abnutzung des Ballens und einer fortgesetzten fehlenden Abnutzung der Klauenspitze führt. Die Klauenspitzen werden immer länger und wachsen im schlimmsten Fall zu korkenzieherähnlich gewundenen Klauen aus. Vorher kann es zur Stallklaue verwachsen, die sich wiederum zur Schnabelschuhklaue auswachsen kann, oder zu der sich kreuzenden Klaue. Schon erwähnte Einzeltierprobleme wie z.B. die Hohle Wand oder Hornrisse können durch Klauenpflege vermieden werden. Aus tierschützerischen Gründen ist auch bei Wanderschafherden pro Jahr mindestens eine Klauenpflege zu fordern, bei Koppelschafhaltung mindestens zwei. Werden die Tiere auf weichen Böden gehalten kann die Klauenpflege auch häufiger notwendig sein. Bei Tieren mit Klauenfehlstellungen ist der Bedarf entsprechend anzupassen. Ziegen in reiner

Stallhaltung z.B. sollten alle sechs Wochen eine Klauenpflege erhalten (HESS, 1913; STROBEL, 2009; STROBEL et al., 2014; WINKELMANN und GANTER, 2008).

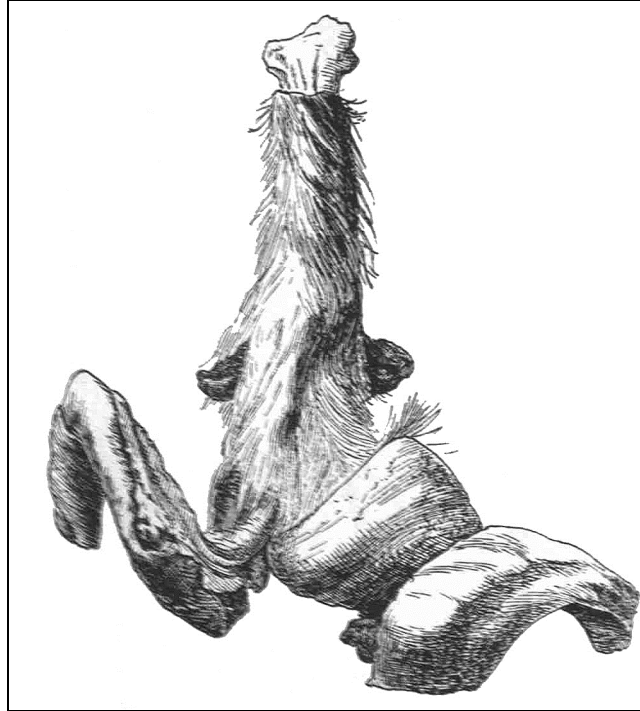


Abb. 7: Korkenzieherähnlich gewundene Klaue (HESS, 1913)

## 2.4 Anatomische Grundlagen und Lokalanästhesie

Unter tierschützerischen Aspekten ist die Schmerzfreiheit des Patienten eine dringende Voraussetzung für eine Operation (MAIERL und NUSS, 2004b). Damit eine Operation an der Klaue mit Erfolg abgeschlossen werden kann, sind die wichtigsten Voraussetzungen eine sachgemäße Patientenfixation, eine gründliche Säuberung und Desinfektion sowie eine vollständige örtliche Betäubung (AVEMANN, 1974).

Das Bestreben des Menschen, Schmerz jeglicher Art zu bekämpfen kann man schon dem babylonischen Papyrus Ebers entnehmen, das aus dem 15. Jahrhundert v. Chr. stammt. Damals wurden Pflanzensäfte konzentriert und als sogenannte Schlafschwämme auf Schleimhäute verbracht, um einen narkotischen Schlaf zu erzeugen (WESTHUES und FRITSCH, 1961a). Heute werden lokalanästhetische Techniken bevorzugt, da die Vollnarkose des kleinen Wiederkäuers risikobehaftet ist: Die kleine Lungenkapazität, die durch den Druck der gefüllten Eingeweide weiter vermindert wird, Atemdepression, Tympaniegefahr, regurgitierter Panseninhalt sowie

dessen Aspirationsgefahr sprechen dagegen (AVEMANN, 1974; KOMAR, 1991; KÜPPER, 1984; MUIR et al., 1995b; SKARDA, 1996; SKARDA und TRANQUILLI, 2007; WESTHUES und FRITSCH, 1961b). Zum einen steht die Leitungsanästhesie zur Verfügung: Hierbei handelt es sich um gezieltes Ausschalten bestimmter Nerven. Zum anderen gibt es die intravenöse Stauungsanästhesie, eine infiltrierende Technik, welche beim Rind sehr häufig angewandt wird. Für beide Techniken sind genaue anatomisch-topographische Kenntnisse von Gefäßen und Nerven nötig, die im Folgenden dargestellt werden (MAIERL und NUSS, 2004b).

#### 2.4.1 Anatomische Grundlagen

Im folgenden Abschnitt werden die Nerven und Blutgefäße von Schaf und Ziege in ihrem Verlauf detailliert beschrieben. Die Beschreibungen beginnen ungefähr ab der Höhe des Karpal- bzw. Tarsalgelenks und bewegen sich nach distal. Die Nomenklatur des folgenden Abschnitts wurde, vor allem bei der Zitierung aus älteren Werken an die fünfte Auflage der Nomina Anatomica Veterinaria angepasst (NAV, 2005).

##### 2.4.1.1 Innervation des Vorderfußes

Die Innervation des Vorderfußes übernehmen von dorsal der N. radialis, von palmar der N. medianus und von lateral der N. ulnaris.

Der Ramus superficialis des N. radialis verbindet sich proximal des Karpus mit dem N. cutaneus antebrachii medialis des N. musculocutaneus und zieht in Richtung Zehen auf der Vorderseite des Mittelfußes. Er wird begleitet von der V. cephalica accessoria und trifft in seinem Verlauf ungefähr in der Mitte des Mittelfußes auf die Strecksehnen. Mit diesen verläuft er weiter distal und teilt sich auf Höhe des Fesselgelenks in die Nn. digitales dorsales communes II und III. Diese verzweigen sich im weiteren Verlauf in die eigentlichen Zehennerven: die Nn. digitales dorsales proprii axiales III und IV sowie den N. digitalis dorsalis proprius III abaxialis. Diese stellen also die Innervation der abaxialen, dorsalen und axialen Fläche der dritten Zehe sicher, sowie die axiale und dorsale der vierten Zehe. Die abaxiale Seite der vierten Zehe wird von einem Ulnarisast innerviert. Es besteht eine Kommunikation zwischen den Nn. digitales dorsales proprii axiales und den Rami communicantes

der Nn. digitales palmares des N. medianus. Diese Kommunikation ist von Bedeutung für die Lokalanästhesie, da eine reine Leitungsanästhesie des N. radialis am proximalen Mittelfuß keine ausreichende Schmerzfreiheit bietet (BÖHME, 1992; MAIERL und NUSS, 2004b).

Der N. medianus ist der stärkste Nerv des Armgeflechts und reicht bis in die Tiefe, wo er sich in die palmaren Zehennerven verzweigt. Er verläuft auf der mediopalmaren Seite des Mittelfußes, direkt medial der tiefen Beugesehnen begleitet von dem Ramus superficialis der A. und V. radialis und dem Endabschnitt der A. und V. mediana. In der distalen Hälfte des Metacarpus teilt sich der N. medianus individuell verschieden in Höhe und Verzweigung in seine Endäste, den N. digitalis palmaris communis II, die Nn. digitales palmares proprii III und IV axiales, und dem Ramus communicans. Letzterer zieht zwischen den Afterklauen nach lateral und verbindet sich mit dem Ramus superficialis des Ramus palmaris N. ulnaris und bildet mit ihm den palmaren abaxialen Zehennerv, den N. digitalis palmaris proprius IV abaxialis. Die Nn. digitales palmares proprii III und IV axiales können auch zusammen als N. digitalis palmaris communis III aus dem N. medianus hervorgehen, bzw. können sich proximal des Zwischenklauenspaltes für kurze Strecken zum gemeinsamen dritten palmaren Zehennerv verbinden. Sie begleiten jedenfalls die A. digitalis palmaris communis III auf ihrem Weg zwischen den Afterklauen hindurch in Richtung Zwischenzehenspalt, wo sie die axiale und palmare Seite der Zehen innervieren (BÖHME, 1992; GARRET, 1988; MAIERL und NUSS, 2004b; MAY, 1970).

Der N. ulnaris teilt sich proximal des Os carpi accessorium in zwei Anteile: einen Ramus dorsalis und einen Ramus palmaris. Der Ramus dorsalis verläuft als N. digitalis dorsalis communis IV an der lateralen Seite des Mittelfußes nach distal und innerviert dort die dorsoabaxiale Fläche der lateralen Zehe. Sein Ramus palmaris teilt sich am Karpus in einen tiefen und einen oberflächlichen Ast. Der Ramus profundus ist für den M. interosseus und den Mm. lumbricales zuständig, wohingegen sein Ramus superficialis im distalen Verlauf das Beugesehnenpaket auf der lateralen Seite begleitet. Er trifft, wie oben beschrieben, den Ramus communicans des N. medianus und bildet mit ihm den N. digitalis palmaris proprius IV abaxialis. Dieser setzt sich nach Abgabe des N. digitalis dorsalis proprius IV

axialis für die laterale Afterklaue als N. digitalis palmaris proprius IV abaxialis fort (BÖHME, 1992; GARRET, 1988; KÖNIG et al., 2005; MAIERL und NUSS, 2004b).

#### 2.4.1.2 Arterien des Vorderfußes

Die Durchblutung von Rinderklauen ist insgesamt betrachtet sehr gut, weshalb bei Verletzungen oder Operationen mit starken Blutungen zu rechnen ist (GEYER et al., 2000). Bei den kleinen Wiederkäuern können ähnliche Verhältnisse erwartet werden. Das größte arterielle Gefäß im Bereich des Metacarpus stellt die A. mediana (Abb. 10) dar, die die A. brachialis nach distal fortsetzt (GARRET, 1988; GHOSHAL und GETTY, 1968; WISSDORF, 1961). Die A. mediana hat beim Schaf eine sehr gut entwickelte Tunica elastica interna, wohingegen ihr eine Tunica elastica externa fehlt (THIENEL, 1903). Als ihr Ursprung gilt die Abzweigung der A. interossea communis. Nach Abgabe einiger die Peripherie versorgender Gefäße liegt sie, mit dem N. medianus, medial des Beugesehnenpakets. Sie verläuft medial den Beugesehnen angeschmiegt, unter dem Lig. carpi palmare superficiale palmar über das Karpalgelenk (NICKEL, 1962; WISSDORF, 1961). Sie schließt sich ungefähr in der Mitte des Metacarpus mit der A. radialis zusammen und bildet mit ihr den Arcus palmaris distalis superficialis (GHOSHAL und GETTY, 1968). Auf Ihrem Weg zu den Zehen gibt die A. mediana diverse kleine Arterien an sämtliche Gewebe der Umgebung ab, bevor sie A. digitalis communis III genannt wird. Sie ist die distale Fortsetzung der A. mediana nach ihrer Verzweigung zum Arcus palmaris distalis superficialis und verläuft palmar auf der oberflächlichen Beugesehne zwischen den beiden Afterklauen, an die sie Äste abgibt. Sie teilt sich in halber Höhe der ersten Phalanx in die Aa. digitales palmares proprii III und IV axiales, welche die Zehen als Hauptgefäße versorgen (GHOSHAL und GETTY, 1968; MAIERL und NUSS, 2004b; MAY, 1970; NICKEL, 1962; WISSDORF, 1961). Auf dem Weg zum Klauenbein werden von ihren Ästen die verschiedenen Zehenteile versorgt, bevor sie nahe dem Streckfortsatz im Klauenbein mündet und als Arcus terminalis weiter verläuft. Es handelt sich hierbei um ein Bogengefäß, das im Klauenbein nach distal und abaxial verläuft. Aus ihm entstammen diverse kleine Gefäße, die durch das Klauenbein ziehen und die Klauenlederhaut versorgen. In seinem abaxialen Verlauf wird der Arcus terminalis von den Aa. digitales palmares proprii III und IV abaxialis unterstützt (MAIERL und NUSS, 2004b; MIYAWAKI, 1925; NICKEL, 1962).

Die *A. digitalis communis* III gibt bei Schaf und Ziege zusätzlich noch die *A. interdigitalis* (Abb. 8) ab, die im Zwischenklauenspalt nach kranial und auf die Dorsalfläche der Zehen zieht. Auf ihrem Weg versorgt sie die Haut, das interdigitale Fettgewebe sowie das Klauensäckchen, anastomosiert mit der *A. coronaria*, wonach sie die *Aa. digitales dorsales proprii* III und IV axiales abgibt. Letztere sind die eigentlichen dorsalen, axialen Zehenarterien. Die *A. interdigitalis* verlässt anschließend als Hautast den Interdigitalspalt und zieht auf der dorsalen Seite ungefähr bis zum proximalen Drittel des Metacarpus, wo sie sich unter der Haut mehrfach verzweigt (NICKEL, 1962; WISSDORF, 1961).

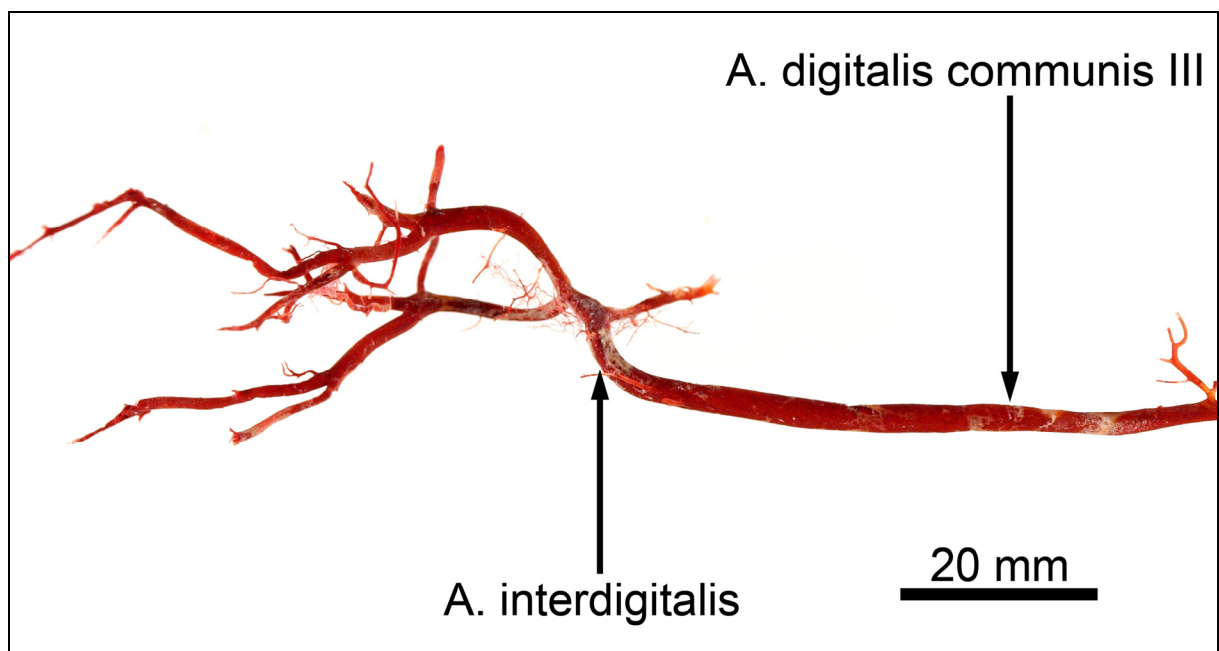


Abb. 8: Die *A. interdigitalis* eines 10 Jahre alten Texelschafs mit Abgängen (Korrosionspräparat).

Die *A. digitalis palmaris proprii* III abaxialis hat bei der Ziege ihren individuell unterschiedlichen Ursprung entweder aus der *A. mediana* oder aus dem Arcus palmaris distalis, einem Gefäßbogen, der im distalen Metakarpusdrittel die Beugesehnen sowie den *M. interosseus medius* umgibt und aus der *A. mediana* stammt. Beim Schaf entspringt die palmare, abaxiale eigentliche Arterie der dritten Zehe stets aus dem Arcus palmaris distalis. Sie steigt schräg distal über die Beugesehnen ab, zieht unter der medialen Afterklaue durch bis sie parallel zum medialen Rand der Beugesehne der dritten Zehe verläuft. Auf ihrem Weg entlässt sie unter anderem Äste zur Versorgung der Afterklaue. Im weiteren Verlauf dringt sie

durch ein Gefäßloch in das Klauenbein ein, wo sie sich an den Arcus terminalis anschließt (MIYAWAKI, 1925; NICKEL, 1962; WISSDORF, 1961).

Bei der Ziege stammt die A. digitalis palmaris propria IV aus der A. mediana distal des Ursprungs der A. digitalis palmaris propria III, wohingegen sie beim Schaf aus der A. digitalis communis kommt. Sie versorgt die Afterklauen (Abb. 9) und ihr Verlauf entspricht dem der A. digitalis palmaris propria III (NICKEL, 1962; WISSDORF, 1961).

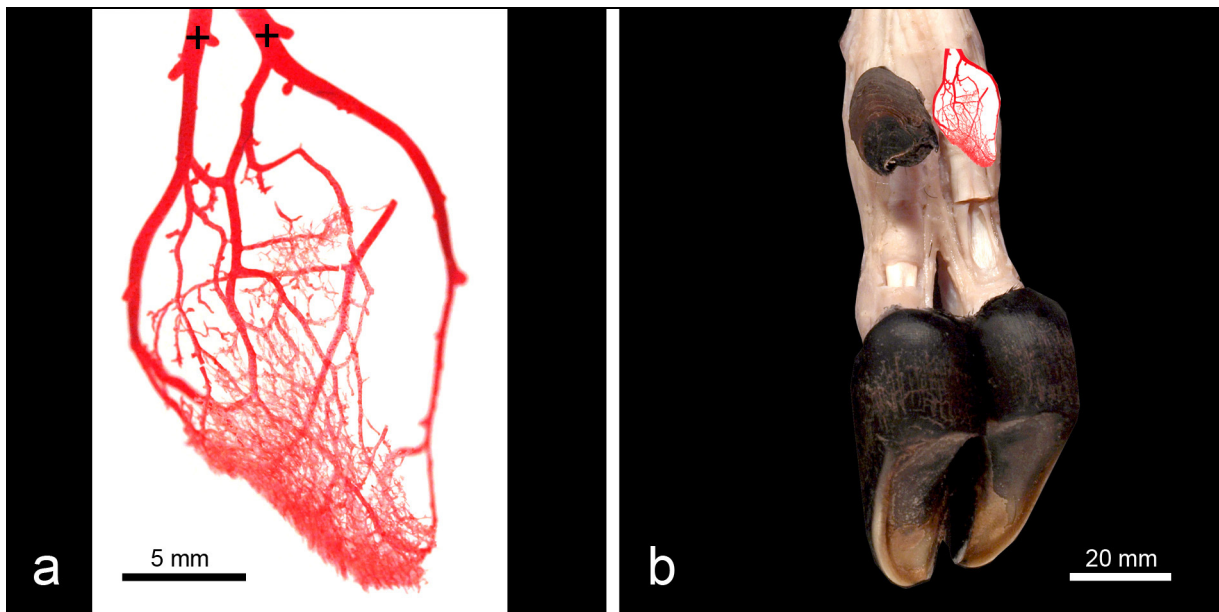


Abb. 9: Blutgefäße der Afterklaue eines 5 Monate alten Kamerunschafes (Korrosionspräparat), Palmaransicht einer Präparation eines rechten Vorderfußes eines 5 Monate alten Kamerunschafes

a) Die beiden Hauptversorgungsäste (+) zur Durchblutung einer Afterklaue mit feiner Gefäßverästelung bis ins Kapillargebiet

b) Präparierte Palmaransicht mit eingefügter Afterklauendurchblutung

Das dorsale Arteriensystem des Vordermittelfußes stammt aus dem Rete carpi dorsale. Hierbei handelt es sich um ein arterielles Gefäßnetz auf der Dorsalfläche des Karpalgelenks. Als einzig großes Gefäß entstammt ihm die A. metacarpea dorsalis III, welche über diverse Gefäße Kontakt zu den palmaren Metakarpalarterien hat. Sie zieht medial der Strecksehnen nach distal und läuft im Arcus palmaris distalis aus (NICKEL, 1962; WAIBL et al., 1996; WISSDORF, 1961).

Die Aa. digitales dorsales propriae III und IV abaxialis zweigen beim Schaf aus den Aa. digitales palmares propriae III und IV abaxialis ab und versorgen die dorsale

Fläche des Fesselgelenks. Bei der Ziege gibt die A. digitalis communis bzw. die A. interdigitalis die Rami communicantes ab, welche in die Aa. digitalis palmaris proprii III und IV abaxialis münden. Zuvor jedoch entlassen sie die Aa. digitales dorsales propriae III und IV abaxialis, die sich im weiteren Verlauf wie beim Schaf verhalten (NICKEL, 1962; WISSDORF, 1961).

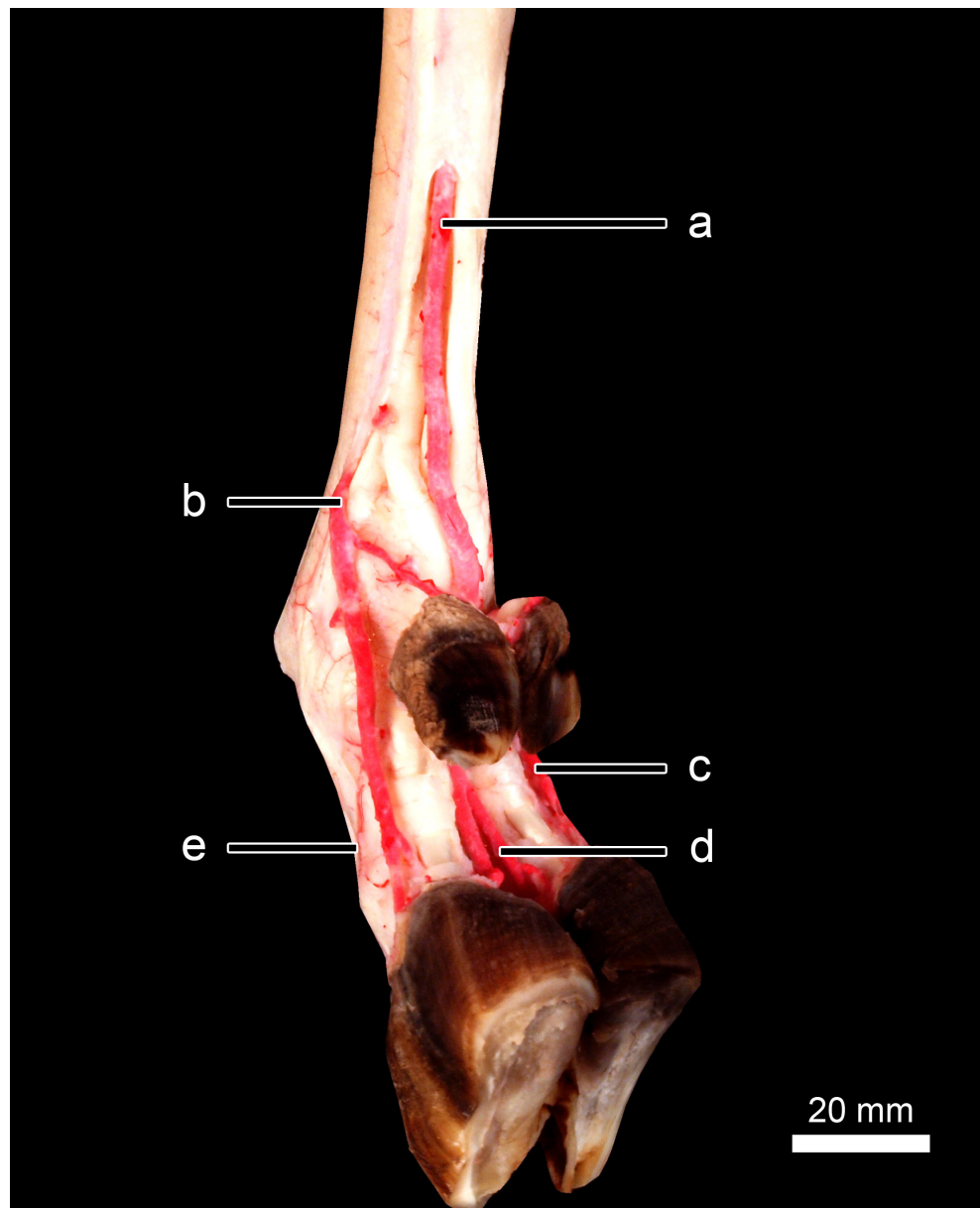


Abb. 10: Arteriell Ausgusspräparat der rechten Vordergliedmaße eines 5 Monate alten Kammerungschafs

a – A. mediana; b – A. digitalis palmaris propria III abaxialis; c – A. digitalis palmaris propria IV abaxialis; d – A. digitalis palmaris propria IV axialis; e – A. digitalis dorsalis propria III abaxialis



#### 2.4.1.3 Venen des Vorderfußes

Die venösen Strukturen sind verantwortlich für den Rückstrom des Blutes in Richtung Herz, was vor allem an den Extremitäten Schwierigkeiten bereitet. Neben den Venenklappen stehen noch Pumpmechanismen wie z.B. die Muskelpumpe, der negative Druck des Thorax, oder die Übertragung der arteriellen Pulswelle auf die, in der gleichen Gefäßscheide verlaufende Begleitvene. Zietzschmann (ZIETZSCHMANN, 1949) vermutet, dass im Zehenendorgan Arterien unter Umgehung des Kapillargebietes direkt in Venen übergehen, also eine arteriovenöse Anastomose bilden. Bei Überangebot von Blut, z.B. beim liegenden Tier, kommt es seiner Meinung nach zum Überlaufen und das arterielle Blut wird direkt in die Venen gepumpt. Neuere korrosionsanatomische Untersuchungen zeigen, dass die Rinderklaue im gesunden Zustand über nahezu keine solcher Shunts verfügt, sondern erst erkrankte Klauen welche aufweisen (HIRSCHBERG, 1999; HIRSCHBERG et al., 2001; HIRSCHBERG et al., 1999; HIRSCHBERG und PLENDL, 2005).

Im Gegensatz zu den Arterien wird das venöse Blut an der Vordergliedmaße durch ein oberflächliches und ein tiefes Venensystem abgeführt. Für das tiefe Venensystem, welches im Folgenden zuerst erklärt wird, beschreibt Nickel (NICKEL, 1962) für die Ziege die V. subclavia als Ursprungsgefäß, wohingegen Wissdorf (WISSDORF, 1961) die V. axillaris als Stammgefäß benennt. Die Venen des tiefen Systems verlaufen parallel zu den entsprechenden, oben beschriebenen Arterien und sind in der Anzahl ihrer Ausbildung individuell sehr unterschiedlich: So sind sie zwar oft doppelt ausgebildet, allerdings im Extremfall auch sechsfach. Die V. mediana entspringt laut Nickel (NICKEL, 1962) aus einem Venengeflecht, welches durch die Vv. brachiales, die V. interossea communis, die V. mediana cubiti und den Rami musculares für die Beugemuskeln am Unterarm gebildet wird. Wissdorf (WISSDORF, 1961) ist der Meinung, dass die V. mediana aus der V. brachialis stammt. Sie ist individuell ein- bis dreifach ausgebildet und läuft parallel zur gleichnamigen Arterie zehenwärts. Die Venen anastomosieren miteinander und nehmen Kontakt zur V. cephalica antebrachii auf – einem Gefäß des oberflächlichen Systems. Sie setzt sich nach Abgabe eines Gefäßes zur Verbindung mit entweder der V. digitalis palmaris propria abaxialis III oder der V. digitalis palmaris propria IV

als meist doppelt ausgebildete V. digitalis communis fort. Die Paralleläste sind über eine Vielzahl von Rr. communicantes miteinander verbunden. Aus der V. mediana geht wie die gleichnamige Arterie die V. medianoradialis ab, welche sich aber nach kurzem Verlauf mit der V. cephalica antebrachii verbindet (NICKEL, 1962; WISSDORF, 1961).

Die doppelt ausgebildete V. digitalis communis läuft beidseits der Arterie, gibt Zweige an die Afterklauen ab, vereinigt sich beim Schaf zu einem einfachen Gefäß und nimmt im Zwischenklauenspalt einen R. communicans von beiden palmaren abaxialen Zehenvenen auf. Kurz danach zweigt von ihr die V. interdigitalis ab, welche die V. digitalis dorsalis propria axialis III und IV nach dorsal entlässt, die wiederum mit der V. cephalica accessoria Kontakt aufnehmen. Nach Abgabe der V. interdigitalis teilt sich die gemeinsame Zehenvene in die V. digitalis palmaris proprii axialis III und IV welche jeweils auch doppelt ausgebildet sein kann, und parallel zur entsprechenden Arterie verläuft (NICKEL, 1962; WISSDORF, 1961).

Von hier ab ist es wichtig, das oberflächliche Venensystem in die Beschreibung mit einzubeziehen, da es maßgeblich an der Entsorgung des Blutes aus der Haut, dem Metakarpal- sowie dem Digitalbereich zuständig ist. Es handelt sich hierbei um ein stark ausgebildetes Hautvenensystem, welches subkutan verläuft und intensiv mit dem tiefen Venensystem verbunden ist. Diese Verbindungen sind besonders im Bereich der Zehe sehr stark ausgeprägt. Folgende oberflächlich verlaufenden Venen dienen dem Abfluss: die V. cephalica humeri, die V. cephalica antebrachii, die V. mediana cubiti sowie die V. cephalica accessoria (NICKEL, 1962; WISSDORF, 1961).

Beim Rind treten nach dem Anlegen des Stauschlauches für die Stauungsanästhesie oder für die Stauungsantibiose vor allem die oberflächlichen Venen zum Vorschein. Es handelt sich dorsal um die V. digitalis dorsalis communis III, welche von der V. cephalica accessoria abstammt und palmar um die beiden gemeinsamen palmaren Zehenvenen für die zweite und die vierte Zehe, welche beide aus der V. mediana kommen (MAIERL und NUSS, 2004b). Die V. mediana gehört durch ihr Versorgungsgebiet eigentlich zum tiefen Venensystem. Durch ihre Abstammung zweigt sie vom oberflächlichen System ab, daher werden ihre Endäste zum oberflächlichen Venensystem gezählt (WISSDORF, 1961).

Die V. cephalica antebrachii ist die Fortsetzung der V. cephalica humeri und verläuft dorsal auf dem M. extensor carpi radialis in Richtung der Zehen. Auf der Mitte des Unterarms windet sie sich nach medial, verbindet sich mit der V. radialis und gibt einen Ast an den Arcus palmaris proximalis ab. Danach geht sie knapp proximal des Karpalgelenks in die V. metacarpea palmaris II über und muss als bedeutendstes Gefäß des Mittelfußes und der Zehen angesehen werden, welches eine enge Verbindung zwischen dem oberflächlichen und dem tiefen Venensystem darstellt. Sie teilt sich ungefähr auf Höhe des distalen Drittels des Metacarpus in die V. digitalis palmaris proprii abaxialis III und IV (NICKEL, 1962; WAIBL et al., 1996; WISSDORF, 1961).

Die V. digitalis palmaris propria III abaxialis tritt circa drei bis vier Zentimeter von ihrem Ursprung entfernt an die Oberfläche, von wo ab sie am abaxialen und palmaren Rand der dritten Zehe nur von Haut bedeckt bis zum Kronbein nach distal verläuft. Hier biegt sie scharf nach dorsal um und zieht zusammen mit der entsprechenden Arterie in das Klauenloch des Klauenbeins (NICKEL, 1962).

Die V. digitalis palmaris propria IV abaxialis zieht unter dem M. interosseus medius quer über die Palmarfläche des Metacarpus an dessen lateralen Rand. Oberhalb der lateralen Afterklaue kommt sie an der Oberfläche zu liegen und zieht ebenfalls als subkutanes Gefäß in Richtung Zehen (NICKEL, 1962; WISSDORF, 1961).

Auf ihrem Weg können beide palmaren abaxialen Zehenvenen doppelt ausgebildet sein und bilden individuell unterschiedlich viele Verbindungsäste zu umliegenden Gefäßen aus. Unter anderem entlassen sie nacheinander:

- einen proximalen Afterklauenast
- einen Ramus communicans zur V. digitalis communis
- einen distalen Afterklauenast
- die V. digitalis dorsalis palmaris propria III und IV
- Äste zur Versorgung des Gewebes der dritten und vierten Zehe

Schließlich münden sie im Arcus terminalis der in ähnlicher Form wie bei den Arterien ausgebildet ist und zu diesen parallel verläuft (NICKEL, 1962; WISSDORF, 1961).

Die V. cephalica accessoria entspringt im distalen Unterarmdrittel aus der V. cephalica antebrachii und zieht unmittelbar unter der Haut kraniomedial über das Karpalgelenk nach distal. Laut Nickel (NICKEL, 1962) lässt sie sich bei der Ziege bis

auf Höhe des Fesselgelenks verfolgen, bzw. nimmt sie individuell unterschiedliche Verbindungen zur V. metacarpea palmaris II und der V. mediana auf, um sich anschließend wieder mit der V. cephalica antebrachii zu verbinden. Wissdorf (WISSDORF, 1961) schreibt über das Schaf, dass hier ebenfalls zwei bis drei Kontakte mit der V. metacarpea palmaris II bestehen, aber die V. cephalica accessoria schließlich in die V. digitalis palmaris propria abaxialis III mündet, nicht ohne vorher einen Hautast zu entsenden. Dieser anastomosiert mit den beiden dorsalen und axialen Zehenvenen (NICKEL, 1962; WISSDORF, 1961).

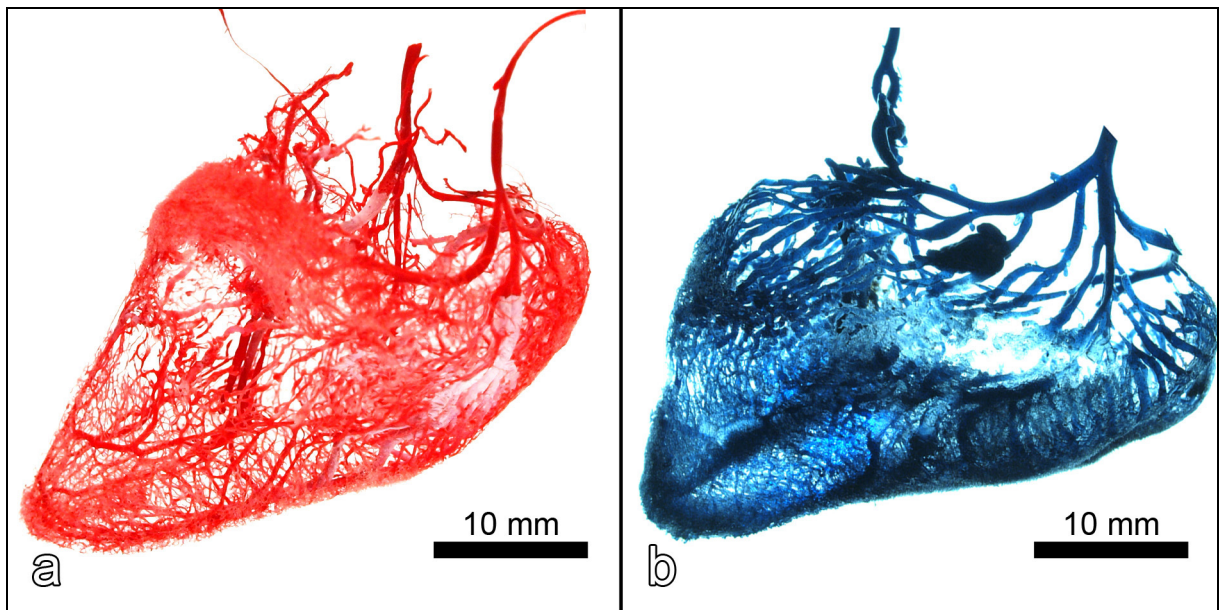


Abb. 11: Feinversorgung der Klauenlederhaut an den Klauen eines 5 Monate alten Kudu

- a) Arterien an der linken lateralen Vorderklaue (Ansicht von dorso-abaxial)  
 b) Venen an der rechten lateralen Hinterklaue (Ansicht von axial)

#### 2.4.1.4 Innervation des Hinterfußes

Die Innervation des Hinterfußes übernimmt dorsal der N. fibularis communis mit seinen Ästen N. fibularis superficialis und profundus, plantar der N. tibialis mit den Nn. plantares lateralis und medialis (MAIERL und NUSS, 2004b).

Der N. fibularis communis taucht ungefähr auf der Höhe des Fibulakopfes aus der Tiefe auf, wo er sich in einen oberflächlichen und einen tiefen Ast teilt (BÖHME, 1992). Der N. fibularis superficialis verläuft über die Beugeseite des Sprunggelenks zur dorsolateralen Fläche des Hauptmittelfußknochens zusammen mit der V. saphena lateralis und gibt einen R. cutaneus ab. Auf seinem Weg nach distal teilt

sich der Nerv in die *Nn. digitales communes* II-IV, welche dem *R. cranialis* der *V. saphena lateralis* anliegen. Der *N. digitalis dorsalis communis* II bzw. IV entlassen den *N. digitalis dorsalis proprius* II bzw. V an die jeweilige Afterklaue. Anschließend ziehen sie als *Nn. digitales dorsales proprii* III / IV abaxiales nach distal in Richtung Klauenbein (BÖHME, 1992; MAIERL und NUSS, 2004b). Der mittlere Nerv, der *N. digitalis dorsalis communis* III, endigt nach Abgabe eines Verbindungsastes in den Interdigitalspalt zur Kommunikation mit den Endästen des tiefen Fibularisnervs als *Nn. digitales dorsales proprii axiales* der dritten und der vierten Zehe (BÖHME, 1992; MAIERL und NUSS, 2004b).

Der *N. fibularis profundus* zieht als verhältnismäßig dünner Nerv in der Tiefe zwischen langem und seitlichem Zehenstrecker über das Sprunggelenk hinweg, und verläuft in der dorsalen Rinne des Metatarsus als *N. metatarsus dorsalis* III mit der gleichnamigen Mittelfußarterie zum Zwischenzehenspalt. Hier nimmt er oben erwähnte Verbindung zum *N. digitalis dorsalis communis* III auf und teilt sich anschließend in zwei Kommunikationsäste, welche eine nervale Verbindung zu den *Nn. digitales plantares proprii* III und IV herstellen (BÖHME, 1992; MAIERL und NUSS, 2004b).

Laut Maierl und Nuss (MAIERL und NUSS, 2004b) sind diese *Rr. communicantes* von klinischer Bedeutung: Wenn bei der Lokalanästhesie lediglich der oberflächliche Anteil des *N. fibularis* blockiert wird, bestehen immer noch schmerzleitende Verbindungen zu den dorsalen und plantaren axialen Zehennerven über den *N. fibularis profundus*. Dies könnte somit den anästhetischen Effekt völlig aufheben.

Der stärkste Ast des *N. ischiadicus*, der *N. tibialis*, teilt sich am distalen Ende des Unterschenkels in die *Nn. plantares lateralis* und *medialis*. Der mediale Ast verläuft über die mediale Seite des Sprunggelenks, um dann zwischen dem Metacarpus und dem Beugesehnenpaket zehenwärts zu ziehen. Etwa auf Mitte des Hauptmittelfußknochens teilt er sich in den *N. digitalis plantaris communis* II und den *N. digitalis plantaris proprius* III axialis. Ersterer gibt den *N. digitalis plantaris proprius* II axialis an die mediale Afterklaue ab, um anschließend als *N. digitalis plantaris proprius* III abaxialis nach distal zu ziehen. der *N. digitalis plantaris proprius* III axialis tritt im Zwischenklauenspalt über den *R. communicans* mit dem *N. fibularis profundus* in Verbindung (BÖHME, 1992).

Der N. plantaris lateralis zieht unter den Beugesehen hindurch und verläuft am lateralen Rand des Sehnenpakets nach distal. Er innerviert mit einem R. profundus den M. interosseus medius, und teilt sich im distalen Drittel des Mittelfußes auf gleiche Weise in den N. digitalis plantaris proprius IV axialis und in den N. digitalis plantaris communis IV, welche sich weiterhin sehr ähnlich zur medialen Seite verhalten (BÖHME, 1992).

#### 2.4.1.5 Arterien des Hinterfußes

Entsprechend der vorliegenden Literatur sind wie schon bei der Vordergliedmaße die Gefäße – vor allem die Venen – in ihrem Verlauf individuell sehr unterschiedlich ausgebildet. Es wird sogar beschrieben, dass sich die Gefäßverläufe bei einem Individuum zwischen linkem Fuß und rechtem Fuß stark unterscheiden (DE SALAMANCA und SCHWARZ, 1960; FREYTAG, 1962).

Die A. saphena entspringt aus der A. femoralis, läuft gemeinsam mit dem tiefen Zehenbeuger über das Sustentaculum tali hinweg und teilt sich auf Höhe des Kalkaneus auf der plantaren Fläche des Tarsus in die A. plantaris lateralis und die A. plantaris medialis (DE SALAMANCA und SCHWARZ, 1960; FREYTAG, 1962; SCHALLER, 2007).

Die A. plantaris medialis stellt die direkte Fortsetzung der A. saphena nach distal dar. Sie zieht am medialen Rand der oberflächlichen Beugesehne nach distal bis zum proximalen Drittes des Hauptmittelfußknochens. Dort verbindet sie sich individuell verschieden mit der A. tarsea perforans zur A. metatarsea plantaris medialis und setzt sich auf der medialen Seite des Mittelfußes fort. Diese Arterie benennt Freytag A. metatarsea plantaris superficialis II (DE SALAMANCA und SCHWARZ, 1960; FREYTAG, 1962; SCHALLER, 2007).

Die A. plantaris lateralis überquert den Kalkaneus nach lateral und verläuft lateral an der oberflächlichen Beugesehne nach distal. Bei der Ziege setzt sie sich ab dem oberen Drittel des Metatarsus als A. metatarsea plantaris lateralis fort. Vorher jedoch zieht ein Ramus communicans von der A. metatarsea plantaris medialis kommend zwischen M. interosseus medius und der plantaren Seite des Metatarsus durch an die A. plantaris lateralis heran. Dies stellt den Arcus plantaris proximalis dar (DE SALAMANCA und SCHWARZ, 1960). Beim Schaf zieht die Arterie von medial über plantar auf die laterale Seite der Beugesehnen, mit denen sie nach distal zieht. Auf

Höhe des Sprunggelenks verläuft sie zwischen M. interosseus medius und Metatarsus und mündet in die A. metatarsae plantaris superficialis II. Ihr Endstück bildet somit den Arcus plantaris proximalis zwischen Hauptmittelfußknochen und M. interosseus medius. Ihre Fortsetzung ist die A. metatarsae plantaris superficialis IV (FREYTAG, 1962). Die doch große Ähnlichkeit bei der Bildung des Arcus plantaris proximalis bei den kleinen Wiederkäuer zeigt sich beim Rind jedoch nicht (DE SALAMANCA und SCHWARZ, 1960; FREYTAG, 1962; WAIBL et al., 1996).

Die A. metatarsae plantaris medialis – Freytag (FREYTAG, 1962) nennt sie bei der Ziege A. metatarsae plantaris superficialis II – setzt die A. plantaris medialis fort und verläuft am kraniomedialen Rand der tiefen Beugesehne nach distal. Am distalen Mittelfußende angekommen liegt sie im Fettgewebe zwischen den beiden Afterklauen eingebettet, also zwischen der oberflächlichen Beugesehne und der Haut. Sie entlässt je einen Ast an jede Afterklaue, die bei der Ziege ein Gefäßnetz um beide ausbildet. Beim Schaf vereinigt sie sich mit der A. interdigitalis, die der A. digitalis communis dorsalis III entstammt (DE SALAMANCA und SCHWARZ, 1960; FREYTAG, 1962).

Ab diesem Zeitpunkt bis zum Eintritt der Arterien ins Klauenbeinloch werden im Folgenden die Gefäße von Schaf und Ziege getrennt beschrieben, weil sie zu große Unterschiede in Ausbildung und Verlauf aufweisen.

Beim Schaf laufen die A. metatarsae plantaris profunda und superficialis II und IV am Metatarsus entlang nach distal. Sie alle münden, mit Ausnahme der A. metatarsae plantaris superficialis II, im Arcus plantaris distalis. Vorher jedoch anastomosieren sie in ihrem Verlauf vielfach untereinander. Bei diesem Gefäßbogen handelt es sich um ein feines Gefäßgeflecht, das zwischen M. interosseus medius und dem Hauptmittelfußknochen liegt. An seiner Bildung ist die A. metatarsae perforans wesentlich beteiligt. Sie entspringt aus der A. metatarsae dorsalis III, dringt durch das Foramen nutritium des Metatarsus auf die plantare Fläche und mündet in die A. metatarsae plantaris superficialis II (FREYTAG, 1962).

Die dorsale Versorgung des Fußes übernimmt beim Schaf die A. metatarsae dorsalis III, welche die Fortsetzung der A. dorsalis pedis darstellt. Sie verläuft in der Knochenrinne des Metatarsus nach distal und ist dort von den Endsehnen der Zehenstrecker bedeckt. Sie entlässt die A. metatarsae perforans, die durch den Canalis metatarsaeus auf die plantare Seite des Hauptmittelfußknochens zieht, um

dort in die A. metatarsea plantaris superficialis II zu münden und sich an der Ausbildung des Arcus plantaris distalis zu beteiligen. Von den Fesselgelenken ab verläuft die A. metatarsea dorsalis III interdigital weiter und heißt ab hier A. digitalis communis dorsalis III. Auf der Höhe der Fesselbeinmitte gibt sie nach proximopantar die A. interdigitalis pedis ab, welche sich in ihrem proximal gerichteten Verlauf schließlich mit der A. metatarsea plantaris superficialis II vereinigt. Somit entsteht eine Gefäßbrücke zwischen dem dorsalen und dem plantaren Arteriensystem des Schaffußes (FREYTAG, 1962).

Aus der A. interdigitalis gehen knapp nacheinander drei Gefäße hervor: ein mittlerer, proximal gerichteter Ast und die beiden Gefäßstämme der plantaren, abaxialen eigentlichen Zehenarterien. Der mittlere, proximal gerichtete Ast zweigt sich, von distal kommend, im Fettpolster der Afterklauen auf. Die Stämme der A. digitalis plantaris propria III und IV abaxialis gehen im rechten Winkel von der A. interdigitalis pedis ab, verlaufen zwischen Fesselbein und Beugesehne und kommen schließlich an der abaxialen Seite der jeweiligen Zehe subkutan zu liegen und verlaufen weiter als abaxiale Seitenarterien der dritten und vierten Zehe, nehmen je einen kräftigen Verbindungsast der Interdigitalarterien auf und treten nach Entlassen eines Ramus communicans zur A. coronaria in den Klauenbeinkanal ein. Nach Abgabe der A. interdigitalis pedis teilt sich die A. digitalis communis III in die A. digitalis plantaris proprii axialis III und IV auf. (FREYTAG, 1962).

Die A. digitalis plantaris propria III und IV axialis verlaufen gleichsinnig interdigital und plantar am Fesselbein und Kronbein bis zur Kronbeinmitte. Dort schlagen die Arterien nach dorsal um, verlaufen zwischen Kronbein und gemeinsamem Seitenband des Kron- und Klauengelenks in Richtung Klauenspaltloch, in welches sie schließlich eintreten. Auf diesem Weg entlassen sie jeweils:

- einen Verbindungsast zu den abaxialen eigentlichen plantaren Zehenarterien der gleichen Zehe
- einen Ramus pulvini distalis für das Fettpolster im Ballenbereich
- einen Ramus plantaris, welcher in das Klauenbein eindringt, parallel zur Sohlenfläche auf die Klauenspitze zuläuft und dort wieder Anschluss an seinen Gefäßstamm findet
- mehrere zarte Gefäße für das Klauensäckchen
- die A. coronaria, die zur Außenfläche der Klaue in den Saumbereich zieht



- einen Ramus dorsalis, der kurz vor Eintritt in das Klauenspaltloch die Arterie verlässt um am dorsalen Rand des Klauenbeins zur Spitze zu ziehen

Nun folgt die Beschreibung der Arterien ab der A. metatarsea plantaris lateralis für die Ziege:

Die A. metatarsea plantaris lateralis ist schwächer als das gleichnamige mediale Gefäß und zieht am lateralen Rand der tiefen Beugesehne an das distale Ende des Metatarsus. Ungefähr eine Fingerbreite oberhalb der Fesselgelenke teilt sie sich folgendermaßen auf: Ein Verbindungsast zieht zur A. metatarsea perforans, drei bis vier Endäste versorgen vor allem die Beugesehnen, den M. interosseus medius und in diesem Bereich gelegene Bänder (DE SALAMANCA und SCHWARZ, 1960; SCHALLER, 2007).

Die arterielle Versorgung der dorsalen Gliedmaße übernimmt bei der Ziege ebenfalls die A. metatarsea dorsalis III, die wie auch beim Schaf die Fortsetzung der A. dorsalis pedis darstellt. Zuvor entlässt sie eine A. tarsea perforans welche sich genau wie beim Schaf verhält. Die A. metatarsea dorsalis III liegt dem Knochen direkt auf und verläuft in dessen dorsaler Knochenrinne nach distal. Ungefähr zwei bis drei Zentimeter proximal der Fesselgelenke trennt sich von ihr die A. metatarsea perforans, die durch den Canalis metatarsus perforans zur plantaren Seite des Os metatarsale zieht, um dort in die A. metatarsea plantaris medialis zu münden. Bevor sie allerdings endet, nimmt sie noch einen Ast A. metatarsea plantaris lateralis auf, wodurch der Arcus plantaris distalis entsteht (DE SALAMANCA und SCHWARZ, 1960; SCHALLER, 2007).

Die dorsale Hintermittelfußarterie geht anschließend in Höhe der Fesselgelenke in die A. digitalis communis dorsalis III über. Diese läuft in den Klauenspalt, um knapp proximal der Krongelenke die A. digitalis plantaris proprii axialis III und IV zu entsenden. Anschließend geht aus ihr ein Gefäßstamm hervor, der drei Gefäße aussendet: die A. digitalis plantaris proprii abaxialis III und IV, sowie ein Gefäß, das sich in einen medialen und einen lateralen Ast aufteilt, um sich, von distal kommend, im Afterklauenbereich zu verzweigen (DE SALAMANCA und SCHWARZ, 1960).

Die A. digitalis plantaris proprii axialis III und IV verlaufen genau, wie schon bei der Ziege beschrieben. Die abaxialen eigentlichen Zehenarterien der dritten und vierten Zehe laufen auf Höhe des proximalen Drittels des Fesselbeins über die plantare Knochenfläche zwischen dem Fesselbein und den Beugesehnen hindurch auf die

abaxiale Seite der jeweiligen Zehe. Sie gibt einen Zweig an das Gefäßnetz der Afterklauen ab, einen Zweig an die abaxiale dorsale Seite jeder Zehe und verliert sich schließlich im distalen Verlauf im Ballenbereich, am Klauengelenk und an der Klauenwandfläche, wo sie ein Gefäßnetz bildet (DE SALAMANCA und SCHWARZ, 1960; SCHALLER, 2007).

#### 2.4.1.6 Venen des Hinterfußes

Die *V. saphena lateralis* und ihre Aufzweigungen verkörpern sowohl das dorsale als auch das plantare Venensystem des Fußes bei Schaf und Ziege. Wie bereits zuvor in dieser Arbeit wird im Folgenden die Nomenklatur des Rindes aus der fünften Auflage der *Nomina Anatomica Veterinaria* übernommen, da bei den älteren zitierten Werken die Begriffe uneinheitlich verwendet werden. Die frühere „*V. saphena parva*“ wird durch die „*V. saphena lateralis*“ ersetzt. Die *V. saphena medialis* ist lediglich eine schwache Vene, die aus der *V. femoralis* kommt und schließlich als *V. tarsea plantaris medialis* im *Arcus venosus plantaris proximalis* endet (BADAWI und SCHWARZ, 1963; FREYTAG, 1962; SCHALLER, 2007).

Auch an der Hintergliedmaße gibt es ein tiefes und ein oberflächliches Venensystem, wobei das oberflächliche anders als bei der Vordergliedmaße bilateral angeordnet ist. Die lateral der Kniekehle gelegene *V. saphena lateralis* entstammt der *V. circumflexa femoris medialis*, tritt an die Oberfläche, um weiter nach distal zu ziehen und verlässt somit das tiefe System. Die medial gelegene *V. saphena medialis* stellt das bilateral gelegene Partnergefäß dar, kommt ebenfalls aus der Tiefe an die Oberfläche und kommt medial am Knie zu liegen (WAIBL et al., 1996). Der stärkste Ast des tiefen Venensystems ist die *V. tibialis cranialis*, die bei den kleinen Wiederkäuern in die sehr feine *V. dorsalis pedis* übergeht. Letztere verbindet sich auf Höhe der Fesselgelenke mit der *V. metatarsea dorsalis III*. Eine Fortsetzung der Vene nach distal über die Fesselgelenke hinaus wurde nicht gefunden (FREYTAG, 1962; WAIBL et al., 1996)

Die *V. saphena lateralis*, das stärkste Sammelgefäß des venösen Blutes aus der distalen Gliedmaße setzt beim kleinen Wiederkäuer die *V. circumflexa femoris medialis* fort, und tritt an der Außenfläche des lateralen Bauches des *M. gastrocnemius* an die Oberfläche. Sie zieht beim Schaf an der Lateralfäche des Unterschenkels nach distal und teilt sich im unteren Unterschenkel Drittel in einen

Ramus caudalis und einen Ramus cranialis (BADAWI und SCHWARZ, 1963; FREYTAG, 1962).

Vom folgenden Abschnitt an werden die Gefäße zuerst beim Schaf und dann bei der Ziege getrennt dargestellt, weil sie sich in Verlauf und Aufzweigung stark unterscheiden.

Der Ramus cranialis stellt, zumindest beim Schaf, das größere der beiden Gefäße dar und wird als die Fortsetzung der V. saphena lateralis nach distal beschrieben. Er verläuft über lateral zur dorsolateralen Fläche und wird dort zur V. dorsalis pedis. Diese gibt einen Ramus communicans ab, der ein Rete venosum tarsi dorsalis ausbildet, aus dem die V. tarsea perforans entstammt, welche die gleichnamige Arterie begleitet. Vom Metatarsus an wird sie zur V. metatarsa dorsalis III und gibt in ihrem distalen Verlauf eine Verbindung zum plantaren, tiefen Venensystem ab. Letztere verläuft über lateral nach plantar und bildet den Arcus plantaris distalis maßgeblich mit. Dicht proximal des Fesselgelenks verbindet sich der Ramus cranialis über die V. metatarsa perforans nochmals mit dem plantaren Venensystem und wird von den Fesselgelenken an zur V. digitalis dorsalis communis III. Auf Höhe der Mitte des Fesselbeins kommt die V. digitalis plantaris communis auf die Dorsalseite, um sich mit der dorsalen zu vereinigen. Kurz danach ziehen von den plantaren axialen Venen der dritten und vierten Zehe Verbindungs Zweige an die dritte gemeinsame dorsale Zehenvene heran. Dicht proximal der Krongelenke teilt sie sich in die V. digitalis dorsalis propria III und IV, die bis zu ihrer Einmündung in die gleichseitige V. coronaria dorsal über die Klauenbeinstrecksehne hinweg verlaufen. Dieses dorsale interdigitale venöse System weist individuell großen Variationsreichtum auf. Relativ regelmäßig geben die V. digitalis dorsalis III und IV zwei Venen ab, die von der anderen Seite in die V. coronaria münden, und somit entsprechend ihrem Verlaufe als V. digitalis dorsalis propria III und IV axialis angesprochen werden (FREYTAG, 1962).

Der Ramus caudalis der V. saphena lateralis verläuft lateral und kaudal am Unterschenkel nach distal, kommuniziert auf Höhe des Kalkaneus mit der V. saphena medialis, tritt danach in die Tiefe zwischen Metatarsus und M. interosseus medius, um sich dort an der Bildung des Arcus venosus plantaris proximalis zu beteiligen. In letzteren mündet auf gleicher Höhe die V. tarsea perforans. Anschließend verläuft sie weiter zwischen Hauptmittelfußknochen und M.

interosseus medius und trägt den Namen V. metatarsa plantaris profunda III. Sie kann doppelt ausgebildet sein und verbindet den proximalen plantaren Venenring mit dem Arcus venosus plantaris distalis (FREYTAG, 1962; SCHALLER, 2007; WAIBL et al., 1996).

Der distale Venenring entlässt proximal der Fesselgelenke folgende Gefäße:

- V. metatarsa perforans
- V. digitalis communis plantaris
- V. digitalis plantaris propria III und IV abaxialis

Dieser plantare Venenbogen verläuft stets von mediodistal nach lateroproximal auf der plantaren Fläche des Hauptmittelfußknochens bis zum distalen Viertel des Os metatarsale IV (FREYTAG, 1962; SCHALLER, 2007).

Die V. metatarsa perforans durchdringt entsprechend der Vordergliedmaße den Mittelfußknochen an seinem distalen Drittel durch das Ernährungsloch des Knochens. Die Vene ist eine Verbindung des Arcus venosus plantaris distalis und der V. metatarsa dorsalis III (FREYTAG, 1962).

Die V. digitalis plantaris communis ist schwach ausgebildet und verläuft plantar am Metatarsus entlang nach distal. Ungefähr auf Fesselbeinmitte schlägt sie sich, nach kurzem interdigitem Verlauf auf die Dorsalseite und fließt in die V. digitalis dorsalis communis III. Vor diesem Zusammenfluss nimmt sie noch je einen Verbindungszweig von den axialen plantaren eigentlichen Venen der dritten und vierten Zehe auf (FREYTAG, 1962; SCHALLER, 2007).

Die V. digitalis plantaris propria III und IV abaxialis transportiert das Blut aus den äußeren Wand- und Sohlenflächen der jeweiligen Zehe ab. Meistens gehen sie aus dem Arcus venosus plantaris distalis hervor, verlaufen je zwischen Metatarsus und M. interosseus medius, erscheinen zweifingerbreit proximal des entsprechenden Gleichbeinpaars an der Oberfläche, laufen dorsal an der jeweiligen abaxialen Afterklaue vorbei, vorher versorgen sie die Afterklauen von proximal noch mit kleinen Ästen und ziehen schließlich gemeinsam mit der tiefen Beugesehne in den Klauenhornschuh hinein. Hier teilen sie sich an der Außenfläche der Klaue in das Klauengeflecht auf, entlassen vorher je einen Ast, der von lateral in das Klauenbein hineinläuft, eine V. coronaria auf Höhe des Kronsaumes, einen Ramus pulvini distalis und einen Ramus plantaris, die beide nach plantar in Richtung des Ballenbereichs streben (FREYTAG, 1962; SCHALLER, 2007).

Weiterhin entlassen die abaxialen plantaren Venen der jeweiligen Zehe die V. digitalis plantaris propria III und IV axialis. Letztere entspringen aus den plantaren Außenvenen auf Höhe des proximalen Drittels der Fesselbeine und verzweigen sich im Klauenwandgeflecht (FREYTAG, 1962; SCHALLER, 2007).

Auch bei der Ziege teilt sich die V. saphena lateralis in einen Ramus cranialis und einen Ramus caudalis.

Der Ramus cranialis zieht hier über die laterale Unterschenkelfläche, weiter über das Tarsalgelenk und wird von da an V. metatarsea dorsalis III genannt. Diese entlässt auf ihrem Weg nach distal einen Verbindungsast über lateral nach plantar zur V. metatarsea plantaris profunda III. Somit beteiligt sie sich an der Ausbildung des Arcus plantaris distalis. Ab Fesselgelenkhöhe wird sie dann zur V. digitalis dorsalis communis III (BADAWI und SCHWARZ, 1963; SCHALLER, 2007; WAIBL et al., 1996).

Sie verläuft im Fettgewebe des Zwischenspaltes, teilt sich knapp proximal der Krongelenke in die V. digitalis dorsalis III und IV. Beide laufen am axialen Rand der jeweiligen Zehe nach distal und beteiligen sich mit ihren Endaufzweigungen am Krongeflecht, am Wandgeflecht und an der V. coronaria (BADAWI und SCHWARZ, 1963).

Der Ramus caudalis zieht von laterokaudal an das Sprunggelenk, kommuniziert auf seinem Weg dorthin mit der V. saphena medialis, zieht über das Tarsalgelenk hinweg und wird unter individueller Beteiligung anderer kleiner Gefäße zur V. metatarsea plantaris communis III. Ungefähr auf Höhe der Einmündung der Verbindungsäste der V. metatarsea dorsalis communis III, nimmt die gemeinsame plantare Metatarsalvene die V. tarsea perforans auf. Sie teilt sich in der Mitte des Mittelfußknochens in mehrere Äste auf, die parallel zu ihr verlaufen, untereinander verbunden sind und sich alle im Arcus plantaris distalis wiedertreffen. Somit entsteht ein Gefäßgeflecht zwischen dem Os metacarpale und dem M. interosseus medius. Auf Höhe des Foramen metatarsale distale vereinigt sie sich mit einem Ramus communicans der V. metatarsea dorsalis communis III, der über lateral auf die Plantarfläche zieht, zum Arcus plantaris distalis (BADAWI und SCHWARZ, 1963).

Die V. digitalis plantaris communis III entspringt aus dem Arcus plantaris distalis, zieht zwischen den axialen Sesambeinen der beiden Zehen hindurch und teilt sich anschließend in drei Gefäße:

- V. interdigitalis plantaris
- V. digitalis plantaris propria III axialis
- V. digitalis plantaris propria IV axialis

Die Interdigitalvene zieht im Zwischenklauenspalt nach dorsal um sich dort mit der V. digitalis dorsalis communis III zu vereinigen (BADAWI und SCHWARZ, 1963; SCHALLER, 2007).

Die beiden anderen Venen verlaufen axial nach distal, kommunizieren knapp proximal der Krongelenke mit den abaxialen plantaren Zeheneigenvenen und beteiligen sich mit ihren Endaufzweigungen an der Ausbildung der entsprechenden Ballen- und Sohlengeflechte (BADAWI und SCHWARZ, 1963; SCHALLER, 2007).

Die V. digitalis plantaris proprii abaxialis III und IV trennen sich selber vom distalen plantaren Venenring und ziehen am abaxialen Rand der dritten und vierten Zehe nach distal. Sie versorgen die Afterklauen, kommunizieren mit den jeweiligen abaxialen palmaren Zehenvenen und entlassen je eine V. coronaria. Letztere bildet mit den dorsalen Vv. coronariae – ebenso beim Schaf – ein mächtiges Geflecht dorsal von Kron- und Klauenbein, das zwei Äste durch das Klauenspaltloch in das Klauenbein schickt. Neben der V. coronaria gibt jede abaxiale Zehenvene noch einen Ramus pulvini distalis und einen Ramus plantaris für das Ballen- und Sohlengeflecht ab, sowie einen Ramus dorsalis für das Wandgeflecht. Nach Abgabe dieser Äste verzweigen sich die plantaren abaxialen Zehenvenen im Wand- und Sohlengeflecht (BADAWI und SCHWARZ, 1963; FREYTAG, 1962; SCHALLER, 2007).

#### 2.4.2 Lokalanästhesie

Die Lokalanästhesie ist ein willkürlich herbeigeführter, vorübergehender Verlust des Schmerzempfindens in einem umschriebenen Körpergebiet, ohne Beeinträchtigung des Bewusstseins. Diese Schmerzausschaltung wird durch Heranbringen eines die Nervenfunktion vorübergehend lähmenden Mittels, des sogenannten Lokalanästhetikums, an die sensiblen Nervenendigungen oder Nervenbahnen bewirkt (WESTHUES und FRITSCH, 1960).

Schon 1960 galt nach Westhues und Fritsch bei Rind und kleinen Wiederkäuern die Lokalanästhesie, gegebenenfalls nach vorausgegangener Sedation, bei kleineren Operationen, wie Eingriffen an den Extremitätenenden sowie Klauenamputationen, als Mittel der Wahl (WESTHUES und FRITSCH, 1960; 1961b). Bei sehr

schmerzhaften Eingriffen wird empfohlen, die Lokalanästhesie mit einer leichten Sedation zu verbinden (KÜPPER, 1984; SKARDA und TRANQUILLI, 2007).

#### 2.4.2.1 Leitungsanästhesie

Bei der Leitungsanästhesie wird die Schmerzleitung in einem Nervenstrang unterbrochen: das Lokalanästhetikum wird dabei entweder unter die Nervenscheide oder in die direkte Nachbarschaft des Nerven injiziert. Von dort aus gelangt es per Diffusion an die Nervenfasern (WESTHUES und FRITSCH, 1960).

Allerdings wird diese Methode der Lokalanästhesie beim Nutztier nicht sonderlich häufig angewendet: Erstens ist die Diagnose der Klauenerkrankung mit unaufwändigeren klinischen Untersuchungen zu stellen. Zweitens ist die Nervenversorgung der Gliedmaße der Wiederkäuer vergleichsweise komplex und daher ist eine sehr genaue topographische Kenntnis für die Leitungsanästhesie unabdingbar (ARCULARIUS, 1982; MAIERL und NUSS, 2004b). Eine palpatorische Lokalisierung der Nerven ist aufgrund der Dicke und Derbheit der Haut distal des Karpus und Tarsus äußerst schwierig, und somit sind die Resultate der Betäubung nicht zufriedenstellend. Außerdem müssen beim Rind für den Ringblock auf Höhe der Diaphyse des Metacarpus bzw. Metatarsus bis zu 60ml Lokalanästhetikum an verschiedenen Stellen injiziert werden. Zudem müssen Depots subkutan sowie subfascial gesetzt werden, damit eine zufriedenstellende Schmerzausschaltung gewährleistet ist (MAIERL und NUSS, 2004b; PRENTICE et al., 1974).

Allerdings ist das detaillierte Wissen über den Verlauf der Nerven und das Beherrschen der Leitungsanästhesie bei diagnostischer Unsicherheit von Vorteil, da die intravenöse Stauungsanästhesie zu ungenau wäre. Ebenso kann die Stauungsanästhesie nicht bei schweren Verletzungen im Zehenbereich oder hochgradig veränderten Geweben, wie zum Beispiel der Zehenphlegmone angewendet werden (ARCULARIUS, 1982; MAIERL und NUSS, 2004b; WESTHUES und FRITSCH, 1960). Magda (MAGDA, 1960) beschreibt die Leitungsanästhesie sogar als einzige Methode, die beim Großtier zur völligen Unempfindlichkeit führt.

---

#### 2.4.2.2 Intravenöse Stauungsanästhesie

Bei der intravenösen Stauungsanästhesie handelt es sich um eine sehr einfache Möglichkeit zur absoluten Schmerzausschaltung in einem Behandlungs- oder Operationsgebiet, bei der keine detaillierten anatomischen Kenntnisse nötig sind (KOFLER et al., 2004; MAIERL und NUSS, 2004b; MUIR et al., 1995a; NUSS, 2004; SKARDA und TRANQUILLI, 2007; TAYLOR, 1998). Diese zeitsparende, einfache und sichere Methode der Lokalanästhesie minimiert unter realistischen praktischen Bedingungen Gewebstraumata und das Risiko von Infektionen. Zudem spart sie Medikamentenkosten, birgt eine geringere Belastung an Medikamentenrückständen für das essbare Gewebe, minimiert den Blutverlust bei Gliedmaßenoperationen und kann mit geringerem personellen wie technischen Aufwand durchgeführt werden (ESTILL, 1977; MUIR et al., 1995a; SKARDA, 1996; SKARDA und TRANQUILLI, 2007; STEINER und VON ROTZ, 2003; WEAVER, 1972). Laut Maierl und Nuss (MAIERL und NUSS, 2004b) hat diese besondere Form der Infiltrationsanästhesie die Leitungsanästhesie zur Ausschaltung von Schmerzen bei Operationen weitgehend ersetzt.

Die ersten Versuche zur intravenösen Stauungsanästhesie wurden von dem Humanmediziner A. Bier 1908 unternommen: Er injizierte 100 ml Novocain 0,25-prozentig in eine freipräparierte subkutane Vene der vollkommen entbluteten Gliedmaße, um anschließend eine Amputation oder Gelenksresektion vornehmen zu können. Erst 1965 beschrieb der Tierarzt A. Antalovsky eine modifizierte Methode für die Anwendung bei den Extremitätenenden des Rindes. Er entblutete die Gliedmaße zum einen nicht komplett, zum anderen benutzte er eine elastische Binde, um die Gliedmaße abzuschnüren und distal davon das Lokalanästhetikum in eine Vene zu injizieren. Antalovsky stellte eine ein bis zwei Stunden anhaltende Anästhesie fest, welche nach etwa zwei Minuten eintrat. Außerdem empfiehlt er, nach Beendigung des Eingriffs, die Staubinde langsam und gleichmäßig zu lösen (ANTALOVSKY, 1965; BIER, 1908). 1974 wurde durch die Dissertation von Manfred Avemann die Praktikabilität des Verfahrens nach Antalovsky (ANTALOVSKY, 1965) geprüft. Die volle Wirkung des Lokalanästhetikums trat nach 2-8 Minuten ein, und die mittlere anästhetische Wirkung betrug 99 Minuten (AVEMANN, 1974). Für das Schaf wird die Dauer bis zur Schmerzfreiheit in einem Zeitrahmen von 2-10 Minuten angegeben (GANTER, 2001b; SCOTT, 1998). Laut Prentice und Wyn-Jones (PRENTICE et al.,



1974) ist die Dauer des Wirkungseintritts des Lokalanästhetikums abhängig vom verwendeten Volumen. Mit 10 ml eines 1,7-prozentigen Lidocains dauerte es ungefähr 20 Minuten, bis das Mittel wirkte, bei Volumina von über 30 ml trat die Wirkung wesentlich schneller ein: Die Autoren schätzten die Dauer auf fünf Minuten. Allerdings ist die Injektion von großen Mengen mühsam, da das Tier durch Abwehrbewegungen eine strenge intravenöse Injektion erschwert.

Zur Kombination der intravenösen Stauungsantibiose mit der intravenösen Stauungsanästhesie wurden zahlreiche Untersuchungen angestellt. Steiner, Ossent et al. (STEINER et al., 1990) kamen zu dem Ergebnis, dass bei nahezu allen Patienten eine vollständige Unempfindlichkeit der zu behandelnden Gliedmaße über die benötigte Zeitspanne eingetreten war. Ihre Medikamentenempfehlung war eine Mischung aus Lidocain und Benzylpenicillin, das auch nach Tagen in einer Mischspritze nicht auskristallisierte. Andere Untersucher kamen zu ähnlichen Ergebnissen, allerdings verwendeten manche andere Antibiotika (HAUCK-BAUER, 1977; MANOHAR et al., 1971; REBESCO et al., 1974; STANEK und FESSL, 1985; STEINER et al., 1990).

Die im Folgenden erläuterte Technik wird von vielen Untersuchern als einfach erlernbar beschrieben und verspricht eine schnell eintretende und sichere Lokalanästhesie (ARNBJERG und SONNICHSEN, 1973; FEHLINGS, 1980; PRENTICE et al., 1974). Zunächst erfolgt eine penible Reinigung und Desinfektion der Injektionsstelle. Proximal dieser wird die Gliedmaße mit einem Stauschlauch kräftig abgebunden und somit von der Blutzirkulation isoliert. Innerhalb kürzester Zeit kommen nun die oberflächlich verlaufenden Venen beim Rind ungefähr bleistift dick zum Vorschein. Viele Autoren empfehlen eine prompte Injektion mit einer sterilen Kanüle und Spritze direkt nach dem Anlegen des Staus, da nach kurzer Zeit die Venenkonturen durch die Ödematisierung des Gewebes verwaschen. Nun wird, der Größe des Tieres und der Länge des abgeschnürten Gliedmaßenbereiches entsprechend, eine gewisse Menge – beim Rind meist 20-30 ml – eines ein- oder zweiprozentigen Lokalanästhetikums ohne Sperrkörper in eine der hervorgetretenen Venen injiziert, womit man sich mit 1 -1,5mg/kg Körpergewicht noch unterhalb der für den Menschen angegebenen Sicherheitsgrenze befindet. Letztere bewegt sich für Lidocain nach Merrifield und Carter (MERRIFIELD und CARTER, 1965) und Deacock und Simpson (DEACOCK und SIMPSON, 1964) von 2-4 mg/kg Körpergewicht und

nach Usubiaga, Moya et al (USUBIAGA et al., 1967) sogar bei bis zu 10 mg/kg Körpergewicht. In einem anderen Werk wird der toxische Grenzwert für Procain ohne Sperrkörper bei Tieren mit 10mg/kg Körpergewicht angegeben (AMMER und POTSCHKA, 2010). Babalola und Oke (BABALOLA und OKE, 1983) benutzen für die Stauungsanästhesie bei Ziegen 3-4 ml zweiprozentiges Lidocainhydrochlorid, ohne Unverträglichkeiten zu bemerken, Gray und McDonell (GRAY und MCDONELL, 1986) sprechen von 5-6 ml, abhängig von der Größe des Tieres, Skarda und Tranquilli geben 3-10 ml pro Tier an (SKARDA und TRANQUILLI, 2007). Nach Untersuchungen von Stipancevic und Fessler (STIPANCEVIC und FESSL, 1974) verteilt sich das Lokalanästhetikum im Gefäßbaum distal der Staubinde innerhalb von zwei bis fünf Minuten: Sie injizierten ein Kontrastmittel (Urovison®) in die betreffende Vene und beurteilten seine Verteilung per Röntgenaufnahme (Abb. 11) (ANTALOVSKY, 1965; ARCULARIUS, 1982; DEACOCK und SIMPSON, 1964; ESTILL, 1977; EWING, 1990; FEHLINGS, 1980; KLAUHN und STAUFENBIEL, 2003; MAIERL und NUSS, 2004b; MERRIFIELD und CARTER, 1965; PRENTICE et al., 1974; STEINER et al., 1990; STEINER und VON ROTZ, 2003; STIPANCEVIC und FESSL, 1974; USUBIAGA et al., 1967; WEAVER, 1972). Nach wenigen Minuten – wie oben beschrieben - ist die gesamte Gliedmaße inklusive Knochen distal des Esmarchschlauches anästhesiert (KLAUHN und STAUFENBIEL, 2003).

Einige Veröffentlichungen beschäftigen sich mit der Injektion in bestimmte Venen, andere betrachten jedoch die Wahl der Vene zur Injektion als sekundär (ARCULARIUS, 1982; MAIERL und NUSS, 2004b). Prinzipiell wird empfohlen die V. digitalis dorsalis communis III, sowie die V. digitalis plantaris communis II oder IV zur Injektion heranzuziehen (FEHLINGS, 1980; MAIERL und NUSS, 2004b). An der Schultergliedmaße fällt die Injektion in die Vene, die medial der Afterklauen liegt, leichter. An der Beckengliedmaße ist die der lateralen Afterklaue anliegende Vene leichter zugänglich. Falls die Venen nicht wie gewünscht hervortreten, ist die Injektion in die V. interdigitalis der V. digitalis dorsalis communis III möglich. Hierfür sticht man mittig zwischen die Fesselbeine etwa zwei Zentimeter tief ein (MAIERL und NUSS, 2004b).

Nun wird die Kanüle in das Venenlumen vorgeschoben, bis das Blut im Strahl abgeht. Für Kälber empfehlen Maierl und Nuss (MAIERL und NUSS, 2004b) eine Kanüle mit einem Durchmesser von 0,9 mm, Gray und McDonell (GRAY und

MCDONELL, 1986) empfehlen die Benutzung einer Kanüle des Durchmessers 0,5 mm. Bei ungenügend fixierten Gliedmaßen wird die Benutzung eines Venenperfusionsbesteckes (butterfly) empfohlen (HALL und CLARKE, 1983; KLAUWUHN und STAUFENBIEL, 2003). Nach der Injektion des ausreichend dosierten Lokalanästhetikums sollten einige wenige Minuten abgewartet werden, bevor mit dem Eingriff oder der Manipulation begonnen wird (BABALOLA und OKE, 1983; ESTILL, 1977; GRAY und MCDONELL, 1986; KLAUWUHN und STAUFENBIEL, 2003; MAIERL und NUSS, 2004b; STEINER et al., 1990).

Falls wegen einer Phlegmone die Punktion der Zehenvenen nicht möglich ist, bieten sich die proximalen Gliedmaßenvenen an: an der Schultergliedmaße die V. radialis und die V. cephalica accessoria und an der Beckengliedmaße die V. saphena lateralis. Hierfür muss der Stauschlauch proximal des jeweiligen Fußwurzelgelenks angebracht und die Menge des Lokalanästhetikums erhöht werden (MAIERL und NUSS, 2004b).

Je nach Autor sollte die Dauer der Stauung an der Gliedmaße 60 bis 90 Minuten, im Ausnahmefall 120 Minuten nicht überschreiten (KEERI-SZANTO, 1980; KOFLER et al., 2004; MAIERL und NUSS, 2004b; SINGH et al., 1982; STANEK und FESSL, 1985). Für eine Stauungsdauer von über zweieinviertel Stunden wiesen die Untersuchungen von Manohar, Kumar et al. (MANOHAR et al., 1971) Lahmheiten und Ödeme nach. Bei länger andauernden Operationen empfiehlt ein Autor das Lösen des Staus mit anschließender erneuter Durchführung einer Stauungsanästhesie (KEERI-SZANTO, 1980). Nach Entfernen des Stauschlauchs kehrt die Sensibilität binnen weniger Minuten in die distalen Extremitätenabschnitte zurück (BABALOLA und OKE, 1983; ESTILL, 1977; EWING, 1990; GRAY und MCDONELL, 1986; MAIERL und NUSS, 2004b; MANOHAR et al., 1971). In einer Studie wurden Serumenzyme vor und nach Anlegen des Stauschlauchs gemessen: Nach 60 Minuten stieg bei mit Xylazin sedierten sowie bei nicht sedierten Rindern die Creatininphosphokinase deutlich an, danach stieg sie langsam aber stetig weiter (PRENTICE et al., 1974).

Die Nebenwirkungen der Stauungsanästhesie untersuchten Prentice und Wyn-Jones (PRENTICE et al., 1974): Sie maßen während der Anästhesie die Puls- und Atemfrequenz, nahmen EKGs und untersuchten die Lidocainkonzentration im Serum nach Öffnen des Stauschlauchs. Die Tiere zeigten weder bei Puls- noch bei

Atemtätigkeit klinische Auffälligkeiten, noch veränderten sich die Elektrokardiogramme offensichtlich. Bei der Bestimmung der Lidocainkonzentration im Blutserum wurde ein Peak ungefähr zehn Minuten nach Abnehmen des Esmarchschlauches erreicht, die Konzentration überschritt aber nie 1 µg/ml. Diese Werte beziehen sich auf eine Applikation von 30 ml einer 1,7 prozentigen Lidocainhydrochloridlösung, was insgesamt 510 mg für ausgewachsene Kühe ergibt. Untersuchungen zur Toxizität von Lidocain bei adulten, neugeborenen Schafen sowie Schafsfeten haben ergeben, dass Feten eine weitaus höhere Toleranz zeigen als Neugeborene. Diese wiederum vertragen eine höhere Dosis als ausgewachsene Schafe (MORISHIMA et al., 1981). Prinzipiell ist bei einer intravenösen Gabe mit einer höheren Resorptionsgeschwindigkeit und Toxizität des Lokalanästhetikums zu rechnen als bei submuköser Gabe (SONNABEND und MASCHINSKI, 1976). Prinzipiell wird empfohlen, den Stau beim Schaf für mindestens 15-120 min aufrechtzuerhalten, um toxische Nebenwirkungen des eingesetzten Lokalanästhetikums zu verhindern (GANTER, 2001b).

Bei ähnlichen Untersuchungen wurde festgestellt, dass sich mit angelegtem Stauschlauch eine geringe, aber messbare Konzentration von Lidocain und gegebenenfalls von Antibiotika systemisch im Blut befand, was bedeutet, dass eine minimale Diffusion durch Gewebe am Stauschlauch vorbei stattfindet, bzw. dass der Blutfluss im Röhrbein (Abb. 1; Abb. 2) dafür verantwortlich ist. Nach Öffnen des Staus wurde ein geringfügiger Anstieg der Konzentration nach fünf Minuten gemessen, jedoch stellten die Untersucher keine klinischen Anzeichen einer postanästhetischen Toxikose fest (BOGAN und WEAVER, 1978; STANEK und FESSL, 1985). Auch Avemann (AVEMANN, 1974) untersuchte seine Tiere auf Unverträglichkeitserscheinungen und erwähnte wie auch Manohar, Kumar et al. (MANOHAR et al., 1971) Speicheln, Zittern, Tränenfluss sowie intensivere und frequentere Atmung. Die von Avemann (AVEMANN, 1974) gemessene Tachykardie schrieb er der Aufregung des Niederschnürens zu.

Bei einer Laparatomieübung für Studenten trat 1986 eine Reihe von Lidocainvergiftungen bei Mutterschafen auf: Die Tiere wurden mit 20 mg/kg Körpergewicht einer zweiprozentigen Lidocainhydrochloridlösung subkutan anästhesiert. Die Autoren sind sich aber nicht sicher, ob das Betäubungsmittel nicht intraperitoneal appliziert wurde, da die Anästhesie von ungeübten Studenten

durchgeführt wurde. Innerhalb einer Viertelstunde entwickelten die Tiere Muskelzittern, Krämpfe, wurden matt, festliegend, zeigten unter anderem Opisthotonus, Mydriasis und Blindheit. Nach Behandlung, auf die sich das Allgemeinbefinden der Tiere prompt besserte, und nach Entnahme von Blutproben, die sich im Nachhinein als unauffällig herausstellten, wurden die Tiere nach zwei Wochen noch einmal anästhesiert, dieses Mal allerdings mit 10 mg/kg Körpergewicht. Hierauf zeigte keines der Schafe Unverträglichkeitserscheinungen. Aus diesen Gründen nehmen die Autoren an, dass es sich um eine Lidocainvergiftung bei der Dosis 20 mg/kg Körpergewicht handeln muss (SCARRATT und TROUTT, 1986). Bei Muskelkrämpfen empfehlen Humananästhesisten kleine Dosen Diazepam und zur Behandlung von kardiovaskulärer Depression wird zur Gabe von Vasokonstriktoren wie z.B. Ephedrin geraten (RUDOLPH und DE JONG, 1980). Eine weitere mögliche Nebenerscheinung, die aber sehr selten auftritt, ist eine generalisierte digitale Thrombose, die distal des Esmarchschlauches entstehen kann (KOFLER et al., 2004; STEINER et al., 1990). Diese zeigt sich häufig mit den schwerwiegenden Symptomen einer mangelhaften Blutversorgung: die kalte Temperatur des betroffenen Körperteils und eine tiefe Blauverfärbung mit deutlicher Grenze zu gut versorgter Haut (KOFLER et al., 2004; STEINER et al., 1990). Allerdings müssen sich diese klinischen Symptome nicht zwingend einstellen (KOFLER et al., 1996; KOFLER und KÜBBER-HEISS, 1997).

Neben der Einfachheit und der guten Praktikabilität des Verfahrens müssen noch die möglichen Komplikationen erwähnt werden, welche bei einer Stauungsanästhesie gegebenenfalls kombiniert mit einer Stauungsantibiose auftreten können. In der vorliegenden Literatur werden Infektionen im Zusammenhang mit der Injektion, Hämatome unter anderem wegen des Durchstechens der Vene, Entzündungen, Thrombosierungen, Unterhautfibrosierungen und hochdolente Schwellungen erwähnt (ANTALOVSKY, 1965; MAIERL und NUSS, 2004b; PRENTICE et al., 1974; STEINER et al., 1990).

### 3 Material und Methoden

#### 3.1 Material

Für die Untersuchungen dieser Arbeit wurden 96 in den Karpal- bzw. Tarsalgelenken abgesetzte Gliedmaßen von 14 Schafen und 10 Ziegen verwendet. Dabei handelte es sich größtenteils um ausgewachsene Tiere. Allerdings wurden auch Klauen von Tieren bis zu einem Schlachalter von 12 Wochen untersucht. 10 Tiere gehörten der Rasse Bunte Deutsche Edelziege an, 6 Tiere waren Bergschafe, 7 Tiere waren Kamerunschafe und 1 Tier war ein Texelschaf (Tab. 2). Die zu untersuchenden Gliedmaßen wurden von Schlachttieren gewonnen. Die restlichen Klauen stammten aus der Tierpathologie der Ludwig-Maximilians-Universität München und aus der Tierpathologie des Bayerischen Landesamtes für Gesundheit und Lebensmittelsicherheit in Oberschleißheim. Es wurden sowohl männliche als auch weibliche Tiere für die Untersuchungen genutzt.

Bei den Tieren wurden nach der Tötung die Füße an Vorder- und Hintergliedmaße in den Karpal- und Tarsalgelenken abgesetzt. Danach wurden die Klauen grob unter fließendem Wasser gereinigt, Klauenpflege wurde durchgeführt und schließlich wurden die Füße in verschweißbare Plastikbeutel verpackt. Diese wurden mit einem Vakuumiergerät evakuiert und anschließend luftarm verschweißt. Daraufhin wurden die Füße bei -20°C tiefgefroren und aufbewahrt. Zu einem späteren Zeitpunkt wurden sie bei 4°C aufgetaut und gelagert, für korrosionsanatomische Untersuchungen wurden sie über Nacht bei Raumtemperatur aufgetaut.

Tab. 2: Untersuchungsgut (n=24)

Schaf rasse	Anzahl		Ziegenrasse	Anzahl
Bergschaf	6		Bunte Deutsche Edelziege	10
Kamerunschaf	7			
Texelschaf	1			
gesamt				24

Nicht aufgeführte Präparate wurden für Voruntersuchungen verwendet.

### 3.1.1 Auswahl der Untersuchungstiere

Nach der Reinigung und Durchführung einer funktionellen Klauenpflege (STROBEL, 2009) wurden die Gliedmaßen hinsichtlich ihrer Form, ihrer Regelmäßigkeit und makroskopisch erkennbarer Läsionen und Veränderungen untersucht. Nur gesundheitlich einwandfreie Gliedmaßen wurden für die, im Folgenden geschilderten Untersuchungen genutzt. Als Ausschlusskriterien hierfür galten Geschwüre, doppelte Sohle und darauf folgende Klauenveränderungen wie die Hohle Wand, Hornrisse sowie Klauenabszesse.

## 3.2 Methoden

Für diese Arbeit wurden verschiedene Versuche zur Anatomie der Klauen der kleinen Wiederkäuer, sowie der Versuch einer Stauungsanästhesie durchgeführt.

### 3.2.1 Herstellung der histologischen Präparate

Tab. 3: Präparate für die Histologie (n = 1)

Rasse	Geschlecht	Alter	Gewicht	Gliedmaßen
Bunte Deutsche Edelziege	weiblich	1 Jahr	19 kg ausgeschlachtet entsprechend (SAMBRAUS, 2001)	alle 4 Gliedmaße

Für die histologische Untersuchung wurden alle vier Klauen einer einjährigen Ziege der Rasse „Bunte Deutsche Edelziege“ schlachtfresh verwendet (Tab. 3). Die Klauen wurden sorgfältig unter fließendem Wasser gewaschen, einer Klauenpflege unterzogen und auf makroskopisch einwandfreie Klauengesundheit geprüft.

Für die lichtmikroskopische Untersuchung wurden mit dem Skalpell Proben der Blockgröße von ungefähr 10 mm x 10 mm x 10 mm aus den abaxialen und den axialen Klauen geschnitten. Es wurden Epidermis, Dermis und, soweit vorhanden, Subcutis gewonnen und die späteren Schnitte so angefertigt, dass alle Schichten zu erkennen sind. Die genauen Probeentnahmestellen sind der Abbildung (Abb. 12) zu entnehmen, wobei die Probe 6' das axiale Gegenstück der Probe 6 darstellt.

Die Schnittproben wurden zur Fixation sofort in Bouin`sche Lösung verbracht, welche nach einem und nach drei Tagen gewechselt wurde. Die Bouin`sche Lösung wird wie folgt hergestellt: Man vermischt 150 ml gesättigte, wässrige Pikrinsäure mit 50ml 35-prozentigem Formalin und 10 ml Eisessig (100 prozentige Essigsäure). Nach insgesamt sechs Tagen der Fixation wurden die Proben in 70-prozentigen MEK-vergällten Ethanol eingelegt der zum endgültigen Ausspülen der Bouin`schen Lösung dreimal gewechselt wurde. Anschließend wurden die Proben auf Grund ihrer enormen Härte in Chlordioxydsalpetersäure überführt. Diese Flüssigkeit wurde nach folgendem Rezept (ROMEIS, 1968a) hergestellt: Es wurden zehn Teile wässriger, neutraler Chlordioxydlösung mit einem Teil einer offizinellen (25-prozentigen) Salpetersäure vermischt. Dabei findet eine heftige Reaktion unter massiver Chlorgasbildung statt. Die Präparate wurden für 18 Tage mit geöffnetem Deckel in die Lösung unter dem Abzug eingelegt, bis sie leicht mit einer Nadel zu durchstechen waren. Anschließend wurden sie für 24 Stunden in ein dreimal gewechseltes Gemisch von gleichen Teilen einer 2,5-prozentigen wässrigen Natriumthiosulfatlösung und einer fünfprozentigen Natriumnitratlösung gelegt. Danach wurden die Proben unter fließendem Wasser ausgewaschen und in einer aufsteigenden Alkoholreihe entwässert (ROMEIS, 1968a).

Alkoholreihe:

- 70% Ethanol            1 Tag wechseln
- 70% Ethanol            1 Tag
- 96% Ethanol            1 Tag wechseln
- 96% Ethanol            1 Tag
- Isopropanol            1 Tag wechseln
- Isopropanol            1 Tag
- Xylol                    1 Tag
- Xylol                    1 Tag
- Paraffin 1              1 Tag
- Paraffin 3              1 Tag
- Paraffin 6              1 Tag
- Paraffin 9              1 Tag

Die Einbettung erfolgte in Richard-Allan-Paraffin 9 (Firma Microm International GmbH, Walldorf). Die Blöcke wurden mit einem Rotationsmikrotom HM360 der Firma



Microm bearbeitet, wobei die Schnittdicke 3 µm betrug. Je nach Härte der Objekte wurden verschiedene Klingen verwendet: Type S 35 und Type N 35 HR der (Firma Feather, Japan) sowie Hartmetallmesser (Firma Microm International GmbH, Walldorf) für Objekte, für die die Einwegklingen nicht stabil genug waren. Die Schnitte wurden im heißen Wasserbad gestreckt, dann auf Objektträger verbracht und auf einer 56 °C warmen Heizplatte vollständig getrocknet.

Die erstellten histologischen Schnitte wurden mit folgenden Färbungen behandelt:

- HE-Färbung (ROMEIS, 1968a)
- Trichromfärbung nach Masson und Goldner (ROMEIS, 1968a)
- PAS nach McManus (ROMEIS, 1968a)

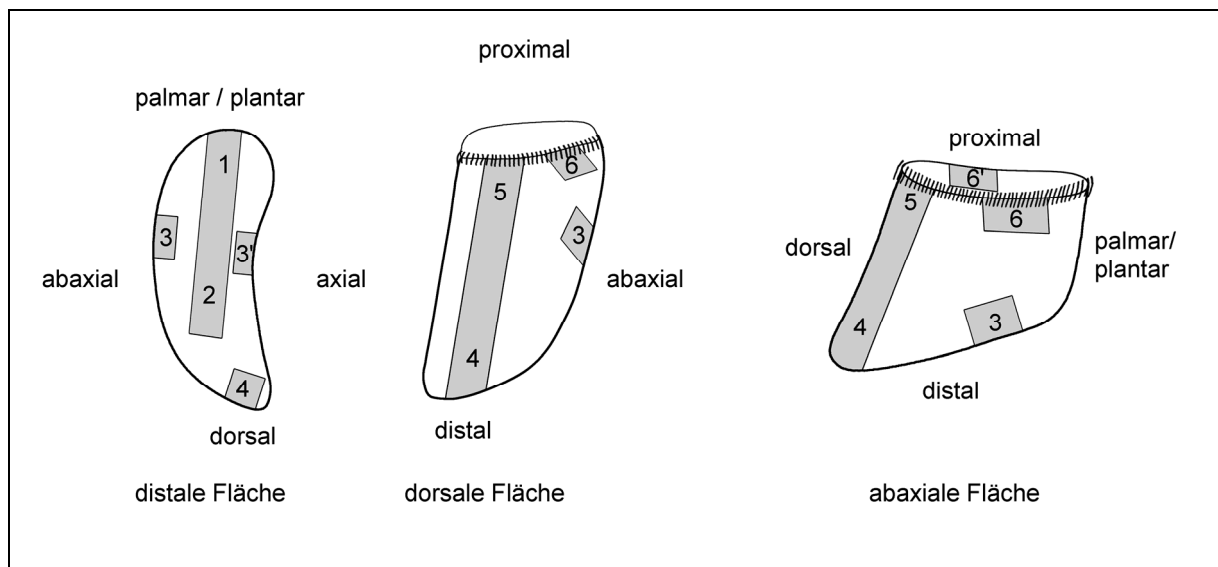


Abb. 12: Darstellung der Probeentnahmestellen für die histologische und rasterelektronenmikroskopische Untersuchung.

### 3.2.2 Rasterelektronenmikroskopie

Tab. 4: Präparate für die Rasterelektronenmikroskopie (n = 2)

Rasse	Geschlecht	Alter	Gewicht	Gliedmaße
Bunte Deutsche Edelziege	weiblich	10 Jahre	35 kg ausgeschlachtet	hinten und vorne links
Bunte Deutsche Edelziege	weiblich	15 Monate	15 kg ausgeschlachtet	vorne links

---

Zur Erstellung der Proben für die Rasterelektronenmikroskopie wurde der linke Hinterfuß sowie der linke Vorderfuß einer zehn Jahre alten Bunten Deutschen Edelziege sowie der linke Vorderfuß einer 15 Monate alten Bunten Deutschen Edelziege (Tab. 4) im jeweiligen Fußwurzelgelenk abgesetzt, gründlich gereinigt und anschließend geschoren. Um am Übergang von der behaarten Haut zum Saumhorn keine Läsionen zu setzen, wurde hier mit Enthaarungscreme gearbeitet. Danach wurde der Fuß im Zwischenklauenspalt mit einer Bandsäge (C.-E. Reich GmbH, Remshalden) geteilt. Nun kamen die beiden Klauen in eine 30-prozentige Pökelsalzlake und wurden bei 4°C über 35 Tage im Kühlhaus gelagert. Diese Reifezeit war nötig, um den Klauenschuh von der Gliedmaße abziehen, ohne Läsionen auf der Lederhaut zu setzen. Wider Erwarten war im tierartigen Vergleich trotz dieser Behandlung noch ein verhältnismäßig großer Kraftaufwand für das Ausschuheln nötig. Auf die Methode nach Ossent und Lischer wurde verzichtet, da Bedenken bestanden, ob die Hitzeeinwirkung die Lederhautoberfläche beschädigen könnte (OSSENT und LISCHER, 1997). Nachdem die Lederhaut vorsichtig freigelegt worden war, wurde die Gliedmaße auf Höhe des unteren Drittels des Metacarpus in ein Stativ geklemmt und die Proben wurden mit einem Skalpell an den gleichen Stellen wie für die Histologie entnommen. Sofort nach der Probenentnahme wurden die Lederhautproben in ausreichend Phosphatpuffer nach Sörensen mit einem pH-Wert von 7,4 (ROMEIS, 1968b) geschwenkt, um leicht lösliche Hornpartikel und Eiweißreste zu lösen. Nun wurden die Proben mit Igelstacheln auf die Unterseite eines Styroporschwimmers gepinnt und in Phosphatpuffer für 15 Minuten im Ultraschallbad noch einmal von Eiweißresten gereinigt. Daraufhin wurden die Proben in Probengläser verbracht, die mit Phosphatpuffer gefüllt waren, und nach weiteren 15 Minuten auf dem Taumler wurde der Puffer langsam mit 25-prozentigem Glutaraldehyd versetzt, bis eine Konzentration von 2,5 Prozent erreicht war. Nach dieser vorsichtigen Oberflächenfixierung wurden die Proben in eine neue 2,5-prozentige Glutaraldehydlösung verbracht. Die Proben wurden nach der Fixierung über Nacht in einer aufsteigenden Acetonreihe in Schritten von zwölf Stunden entwässert. Ab der Acetonkonzentration von 70 Prozent wurde die Lösung zweimal gewechselt und die Proben verblieben je 24 Stunden darin. Nach Erreichen der 100 prozentigen Acetonkonzentration wurden die Proben am kritischen Punkt in 14

Durchlaufen mit dem Critical Point Dryer „Bal-Tec CPD 030“ (Bal-Tec AG, Balzers) getrocknet (LEWIS und NEMANIC, 1973). Anschließend wurden sie mit Hilfe von elektrisch leitfähigen Aufklebern auf Objektträger fixiert. Die Proben wurden so orientiert, dass die dermalen bzw. subdermalen Strukturen dem Teller auflagen und die Papillenspitzen und Blättchenfirste nach oben zeigten. Ein Präparat wurde so auf dem Teller angebracht, dass die Längsachse der Papillen parallel zur Objektträgeroberfläche verlief, um eine seitliche Darstellung der Papillen zu erreichen. Anschließend wurden die Proben mit einem Kathodenzerstäubergerät „Balzers Union SCD 004“ (Optic Balzers AG, Balzers) besputtert. Nun wurden die Hornproben im Exsikkator über hygroskopischem Gel gelagert und konnten schließlich mit dem Elektronenmikroskop „DSM 950“ (Carl Zeiss AG, Oberkochen) begutachtet werden (JOY, 1973).

### 3.2.3 Korrosionsanatomie

Tab. 5: Präparate für die Korrosionsanatomie (n=5)

Rasse	Geschlecht	Alter	Gewicht	Gliedmaße
1 Texelschaf	weiblich	10 Jahre	125 kg Lebendgewicht	alle 4
4 Kamerunschafe	weiblich	5 Monate	15 kg ausgeschlachtet	8 Vordergliedmaße, 6 Hintergliedmaße

Zur Erstellung der korrosionsanatomischen Präparate wurden 18 Gliedmaßen (Tab. 5) herangezogen. Das jeweilige Gefäß wurde freipräpariert, wobei darauf geachtet wurde, dass keine umliegenden Strukturen oder gar das Gefäß selbst beschädigt wurden. So ließ sich verhindern, dass an zusätzlichen Stellen das Injektionsmedium austrat. Danach wurden in die freiliegenden Gefäße anfangs Venenverweilkatheter (Vasocan® Braunüle® Luer Lock, 14G2” (2,2 x 50 mm), B. Braun Melsungen AG, Melsungen), später für diese Zwecke besser geeignete Metallkanülen (Sterican® (0,9 x 70 mm, 1,9 x 80 mm) Melsungen AG; Erhardt SUPRA Einmal-Kanüle (0,9 x 70 mm) Erhardt-Söhne GmbH, Geislingen) vorsichtig eingeführt und anschließend

zweifach mit Packschnur eingebunden. Die Kanülen waren vorher stumpf geschliffen und poliert worden, damit durch die Kanüle möglichst wenig Gewebstraumata gesetzt wurden. Über folgende Gefäße wurde der Kunststoff in die Gliedmaßen injiziert: an der Schultergliedmaße die A. digitalis dorsalis communis III und die V. digitalis dorsalis communis III, an der Beckengliedmaße die A. plantaris lateralis sowie der Ramus caudalis der V. saphena lateralis und die V. metatarsa dorsalis III. Die Gliedmaßen wurden nach von Horst vor der Injektion nicht wie bei anderen Autoren mit Wasser, Ringerlösung oder Heparinlösung gespült, sondern vollkommen unbehandelt injiziert, da diese Flüssigkeit seiner Meinung nach ins Interstitium gedrückt wird und sich somit die Wahrscheinlichkeit von Extravasaten erhöht (HIRSCHBERG, 1999; HIRSCHBERG et al., 1999; HORST, 2011; MAYNICKE, 2002). Die Gliedmaßen wurden entweder schlachtfrisch verwendet, bzw. gekühlt und anschließend tiefgefroren. Nachdem die Kanüle bzw. der Venenverweilkatheter intravasal eingebunden war, wurde der Kunststoff mit einer 20 ml Einmalspritze injiziert. Bei den ersten Versuchen mit einem nicht kapillargängigen Kunststoff auf der Basis von Methylmethacrylat (modifiziert zur Injektion von Christoph v. Horst) wurde die Injektion in gut gelüfteten Räumen per Hand vorgenommen. Vor allem bei Venenpräparaten musste enorm viel Kraft und Ausdauer aufgewendet werden, damit das Injektionsmedium in den Gefäßbaum gelangte. Bei späteren Injektionen wurde eine Vorrichtung benutzt, in die man die Spritze einspannen konnte und mit einer Schraubzwinge Druck auf den Spritzenstempel ausüben konnte. Damit war konstanter Druck gewährleistet. Die Injektion erfolgte an „stehenden Beinen“.

Das Injektionsmedium wurde in einer 20 ml Einwegspritze zusammen mit einer geringen Menge Luft (ungefähr 2 ml) aufgezogen. Bei der stehenden Injektion stieg die Luftblase bis zum Stempel auf und anhand ihrer Volumenänderung konnte man den Injektionsdruck abschätzen (HIRSCHBERG, 1999). In späteren Versuchen wurden die Kunststoffe Technovit® 9100 NEW und Reckli für die Injektionen verwendet, da sie sich aufgrund ihrer niedrigeren Viskosität besser eigneten als das Methylmethacrylat. Die fertig injizierten Gliedmaßen wurden an allen Stellen, an denen das jeweilige Injektionsmedium austrat, abgebunden und dann bei Raumtemperatur (Methylmethacrylat und Reckli) bzw. bei -20 °C (Technovit) hängend auspolymerisiert. Bis die Kunststoffe hart genug für die Mazeration waren, vergingen ungefähr 48 Stunden.

Für die Erstellung von fünf Gefäßübersichtspräparaten wurden 18 Gliedmaßen injiziert, was einer Erfolgsquote von 28% entspricht. Die misslungenen Präparate wiesen meist erst nach der Mazeration sichtbare, extravasal gelegene Kunststoffanschoppungen auf, die wahrscheinlich durch Reißen der zu injizierenden Gefäße aufgrund eines zu hohen Injektionsdrucks entstanden.

Zur Gewebsmazeration wurden die Präparate in 30-prozentige Natronlauge verbracht und im Wärmeschrank bei 45 °C gelagert. Nach sieben Tagen wurden die Präparate anfangs mit kaltem Leitungswasser gespült, um gröbere Gewebsteile zu entfernen. Allerdings fielen aufgrund der enormen Härte des Münchner Leitungswassers Salze der Fettsäuren aus und erschwerten die ordentliche Säuberung der Präparate. Um dies zu vermeiden, wurden die Präparate schließlich in destilliertem Wasser gespült. Anschließend wurden die Gefäßausgüsse zur Knochenmazeration in fünfprozentige Salzsäure verbracht, vorher wurde mit der Pinzette vorsichtig gut erreichbares Knochengewebe entfernt. In der Salzsäure verblieben die Präparate eine weitere Woche im Wärmeschrank bei 45 °C. Nach anschließendem Spülen der Präparate mit Aqua dest. waren die Ausgüsse mit dem grobmaschigeren Gefäßnetz sauber und wurden im Wärmeschrank bei 45 °C getrocknet und über hygroskopischen Substanzen gelagert. Die feinmaschigeren Präparate, bei denen sich viele Kapillaren gefüllt hatten, waren nach dieser Behandlung immer noch sehr stark verschmutzt. Deshalb wurde die Knochenmazeration mit dem elektrolytischen Entkalkungsgerät EG-33 (MEDAX Nagel GmbH, Kiel) vorgenommen (Abb. 13). Hierfür wurde der Ausguss unter dem Abzug in ein Gemisch aus Ameisensäure, Salzsäure und destilliertem Wasser verbracht und zwischen eine Platin- und eine Wolframelektrode gehängt, zwischen denen eine Spannung angelegt wurde. Nach 48 Stunden war der Entkalkungsvorgang abgeschlossen und der Gefäßausguss wurde mehrmals im Ultraschallbad mit Aqua dest. gereinigt. Nach mehreren Tagen im laufenden warmen Leitungswasser waren diese Gefäßausgüsse ebenfalls ausreichend gereinigt.

Anleitung zur Herstellung des Methylmethacrylats modifiziert zur Injektion von Christoph v. Horst:

Für eine rote Pigmentkomposition mit Hauptbestandteil Cadmiumrot wurden rote und blaue mineralische Pigmente (Firma Kremer Pigmente GmbH & Co KG, München)

gesiebt, dann mittels Magnetrührer und Rührfisch über Nacht in einem verschlossenen Gefäß mit dem flüssigen Methylmethacrylat gemischt. Anschließend wurde eine sehr kleine Menge eines Peroxydhärterers diesem Ansatz zugegeben und noch einige Sekunden weitergerührt. Es war empfehlenswert eine kleine Menge vorher anzusetzen und die Probe aushärten zu lassen (HORST, 2011). Anschließend ließ sich die Kunststoffmasse etwa 45 Minuten verarbeiten. Um die Kettenreaktion zu beschleunigen, sollten die injizierten Gliedmaßen bei Raumtemperatur auspolymerisieren (HORST, 2011).

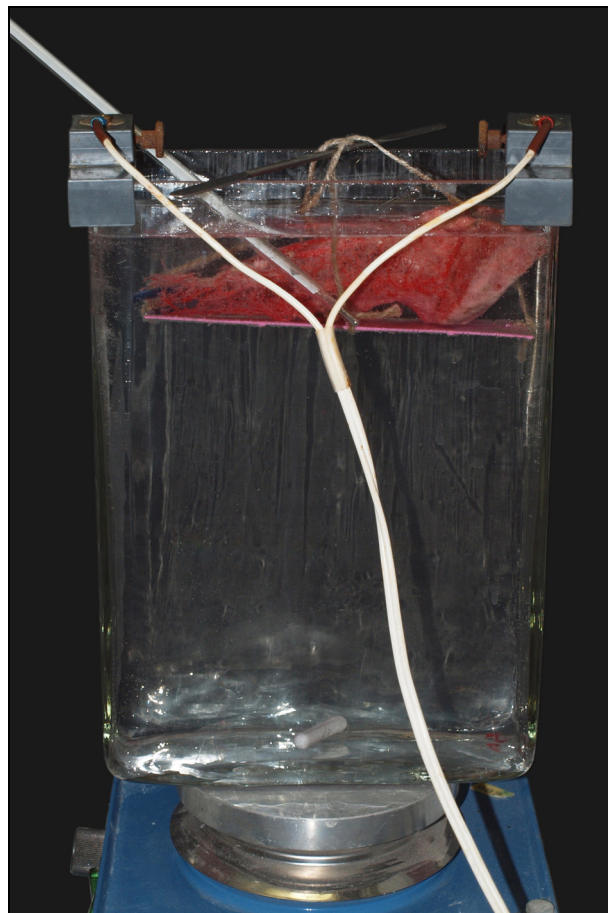


Abb. 13 Versuchsaufbau zur Knochenmazeration per elektrolytischer Entkalkung

### 3.2.4 Sagittalschnitte

Tab. 6: Präparat für Sagittalschnitte (n = 1)

Rasse	Geschlecht	Alter	Gewicht	Gliedmaßen
Kamerunschaf	weiblich	5 Monate	15 kg ausgeschlachtet	vorne links; hinten rechts

Zur Erstellung der Sagittalschnitte (Abb. 2) durch die Zehe wurden die Gliedmaßen (Tab. 6) zuerst in ihrer physiologischen Stellung eingefroren: Dafür wurde ein Stahlstift am oberen Drittelpunkt durch den Metakarpus getrieben. Die Gliedmaße wurde nun auf eine Holzplatte gestellt und mit den Klauenspitzen in U-Haken geschoben, die zuvor in die Platte geschlagen worden waren. Mit dem Stahlstift als Widerlager wurde nun mit Hilfe von vier Packschnüren die Gliedmaße in Richtung der Holzplatte verschnürt und gezogen, bis die physiologische Stellung von 70° erreicht war (Abb. 14). In dieser Position wurde die Gliedmaße bei -20 °C drei Tage lang tiefgefroren. Anschließend wurde das Bein in Wasser gelegt und so in Eis eingebettet, damit die Stabilität für die anschließenden Schnitte mit der Bandsäge gewährleistet war.



Abb. 14 Versuchsaufbau zur Erstellung der Sagittalschnitte

### 3.2.5 Tierversuch zur retrograden intravenösen Stauungsanästhesie beim Schaf

Für die Untersuchungen zur retrograden intravenösen Stauungsanästhesie beim Schaf standen insgesamt 15 Tiere der Rasse Bergschaf bzw. Bergschafkreuzung (Tab. 7), wie in der Tierversuchsgenehmigung beantragt zur Verfügung (Az. 55.2.1.54-2532-80-12). Die Tiere entstammten der Lehrherde der Klinik für Wiederkäuer und waren adult, nicht tragend, allgemeingesund und frei von Klauenerkrankungen. Direkt bei Versuchsbeginn wurde eine ausführliche Allgemeinuntersuchung der Tiere durchgeführt mit besonderem Augenmerk auf deren Kreislauf. Daraufhin fand eine spezielle Untersuchung der Gliedmaßen und Klauen statt, da für diesen Versuch nur Tiere herangezogen wurden, die von bester Klauengesundheit waren. Aus diesem Grund wurde an den Versuchstieren eine Woche vor Beginn des Versuches eine sorgfältige Klauenpflege durchgeführt. Um einen etwaigen Gewichtsverlust durch Schmerzen oder Krankheiten auszuschließen wurden die Tiere vor und nach Versuchsbeginn gewogen.

Der Tierversuch dauerte zwei Wochen, wobei am ersten Tag der Versuch zur Stauungsanästhesie an der Vordergliedmaße stattfand, an Tag 1, 4 und 7 nach dem Versuch wurde eine Allgemein- und Lahmheitsuntersuchung durchgeführt, sowie die Injektionsstellen an den Gliedmaßen im Speziellen nachuntersucht. Da diese Untersuchungen ohne besonderen Befund waren, wurden im Anschluss an die Kontrolluntersuchung am Tag 7 die Stauungsanästhesie an je einer Hintergliedmaße der Tiere durchgeführt, damit ihnen der Stress des erneuten Fangens und Fixierens erspart blieb. Die Nachuntersuchungen wurden im gleichen Rhythmus wie in der ersten Versuchswoche ebenfalls an der Hintergliedmaße durchgeführt. Die Kontrollgruppe wurde an den Versuchstagen nicht anästhesiert der Provokationsprobe ausgesetzt und an allen Kontrolltagen ebenfalls untersucht.

Das Schaf wurde in sitzende Haltung verbracht und von einem Assistenten in dieser Position fixiert. Beim Schaf wird diese Haltung für Schur, Klauenpflege sowie viele Untersuchungen benutzt und ist die am wenigsten belastende, angenehmste und gut tolerierte Haltung für das Tier. Die entsprechende Gliedmaße wurde zwischen Karpal-/Tarsalgelenk und Klauenschuh geschoren, gewaschen und anschließend desinfiziert (Abb. 15a). Beim ersten Versuchsdurchgang wurden die Tiere nass rasiert, was jedoch zu einer deutlichen Hautreizung führte (Abb. 15b). Daher wurden die Tiere beim zweiten Durchgang elektrisch geschoren (Abb. 17). Knapp proximal



des Karpal-/Tarsalgelenks wurde die Gliedmaße mit einem Kleintierstauschlauch bzw. einem Vierkant in mehreren Touren abgebunden und dadurch von der Blutzirkulation isoliert. An zehn Schafen (Versuchsgruppe n=10, Tab. 7) wurde mit einer Klemme die Schmerzempfindung anhand des Zwischenklauenreflexes überprüft (Abb. 17f). Um Mensch und Tier vor den bedeutend heftigeren Abwehrbewegungen der Hintergliedmaße zu schützen, wurden 5 der 10 Versuchstiere (Tab. 7) für die ISTVAN des Hinterfußes, und 3 der 5 Kontrolltiere (Tab. 7) mit 0,2 mg/kg Xylazin (Xylazin ® 2%, Serumwerk Bernburg AG) i.m. sediert.



Abb. 15 Nassrasur mit Auswirkungen

- a) Blutstau mit mehreren Touren Vierkantgummi, Desinfektion mit Alkohol
- b) Abheilende Hautverletzungen durch die Nassrasur am Kontrolltag 7

Anschließend wurde die intravenöse retrograde Stauungsanästhesie durchgeführt: der Tourniquet wurde proximal des Karpal/Tarsalgelenks angebracht. Innerhalb kürzester Zeit nach dem Abbinden traten die oberflächlich verlaufenden Venen deutlich hervor. An der Vordergliedmaße konnte meistens abaxial auf Höhe des Karpalgelenks das oberflächliche Venengeflecht angestaut werden, das die Endausläufer der V. mediana individuell sehr unterschiedlich mit der V. cephalica accessoria verbindet. In der Tiefe konnte medial meist die V. metacarpea palmaris profunda II palpiert werden. Bei den oberflächlichen Venen der Schultergliedmaße handelt es sich um verhältnismäßig zarte Gefäße. An der Hintergliedmaße war bei

Tab. 7: Versuchstierdaten: 1-10 = Versuchstiere; 11-15 = Kontrollgruppe

Tier	Alter (Jahre)	Laktationen (Anzahl)	Gewicht vorher (kg)	Gewicht nachher (kg)	Sedation
1	8	2	100	101	-
2	6	3	72	76	+
3	7	4	91	92	+
4	6	2	81	83	-
5	6	2	82	82	+
6	7	3	70	69	+
7	7	1	77	83	-
8	5	2	74	72	-
9	6	1	95	95	-
10	7	3	77	76	+
11	6	2	82	79	+
12	8	2	80	82	+
13	5	3	80	79	-
14	5	2	98	97	-
15	4	2	80	82	+

allen Tieren auf der lateralen Seite eine Verbindungsvene zwischen oberflächlichem und tiefem Venensystem kleinfingerstark zu erkennen, die sich schöner absetzte als ihr Ursprungsgefäß – die V. metatarsa dorsalis III. Das gestaute Blut wurde teils im Strahl (Abb. 16a) abgelassen und ein Volumen von 3-4ml einer 2-prozentigen Procainhydrochloridlösung ohne Sperrkörper (Minocain® 2%, bela-pharm) über die noch liegende Kanüle (Sterican® Braun in den Größen 1,2\*40mm, G 18; 0,9\*40mm, G 20; 0,8\*40mm, G 21) retrograd injiziert.

Das Lokalanästhetikum wurde mit mäßigem Druck injiziert, so dass die Venen gut gefüllt wurden und mitunter noch kräftiger an die Oberfläche traten. Meist an der Vordergliedmaße zeigte sich eine Umfangsvermehrung rund um die Injektionsstelle, die jedoch spätestens nach Entfernen des Stauschlauches innerhalb weniger Minuten verstrich (Abb. 16b). An den zehn Tieren der Versuchsgruppe wurden in einem Takt von 30s ab Verabreichung des Lokalanästhetikums der Zwischenklauenreflex

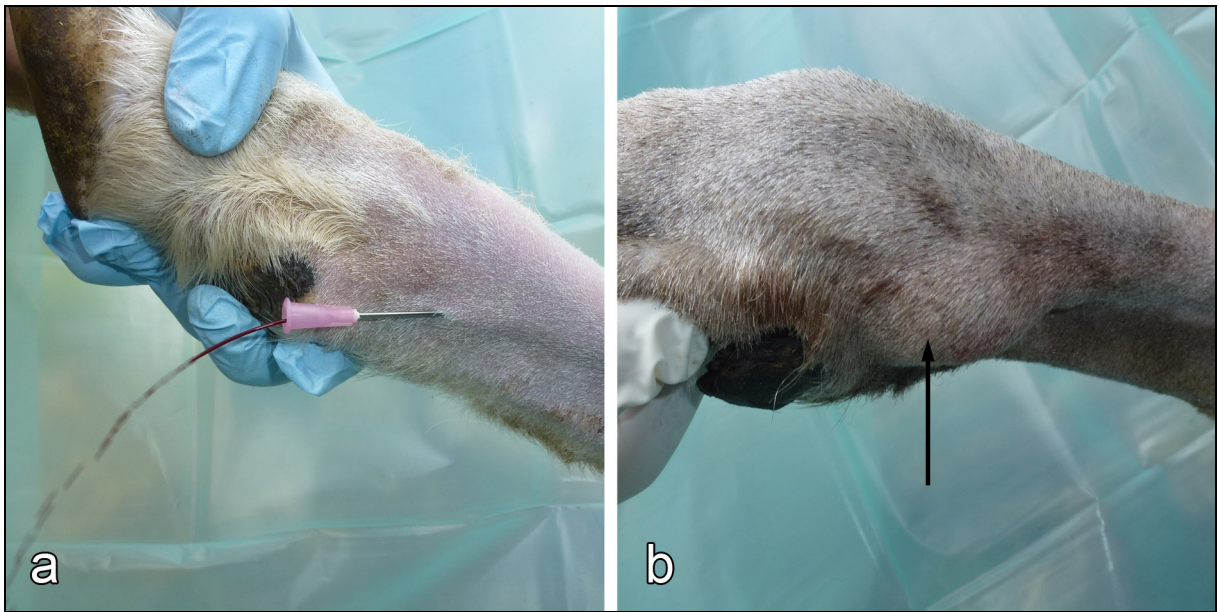


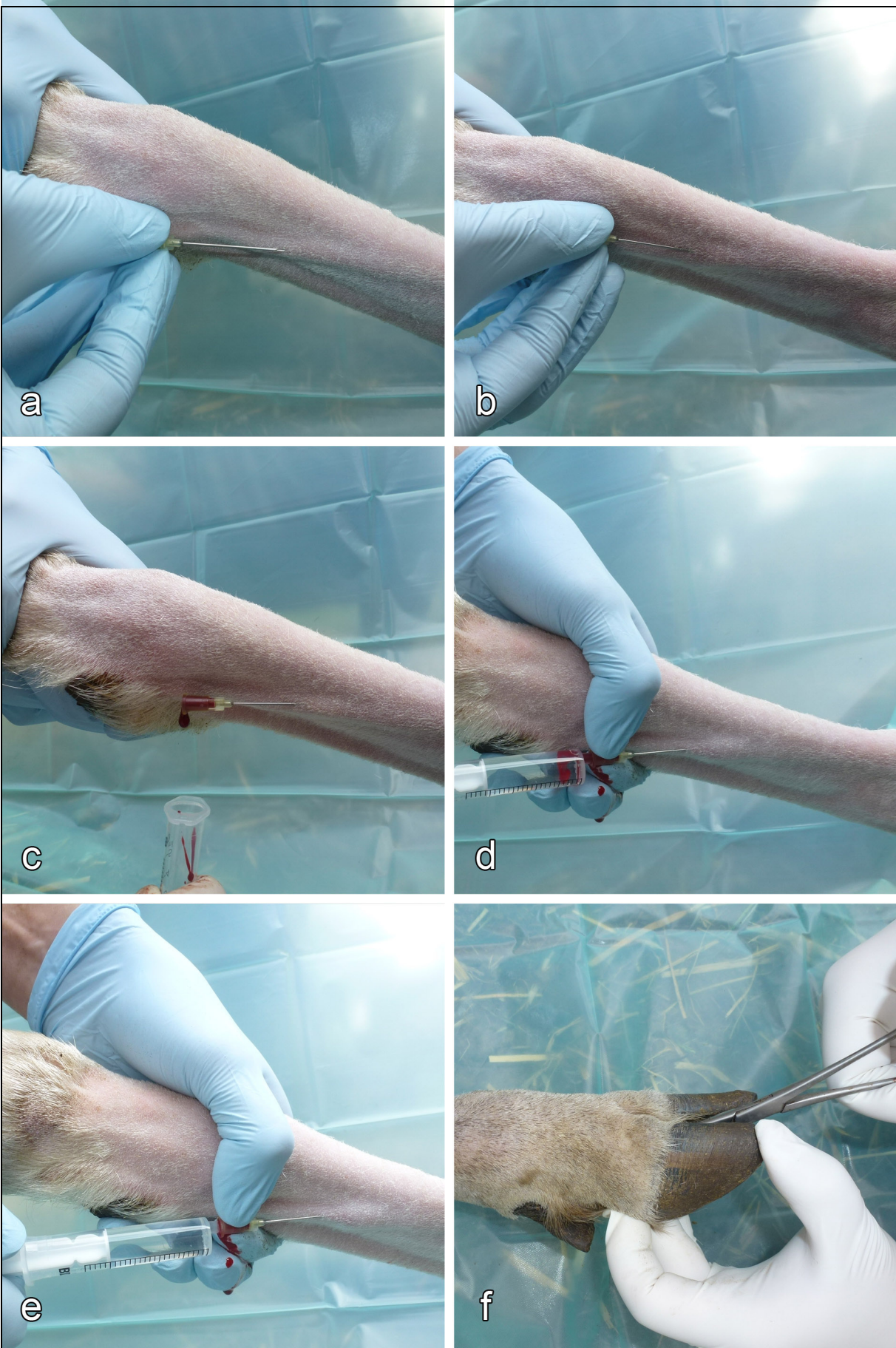
Abb. 16: Darstellung der getauten Venen

a) im Strahl abgehendes Blut (G18);

b) Injektionsbeule (Pfeil): diese verstrich nach Öffnen des Staus regelmäßig.

und die Sensibilität getestet (Abb. 17f), da hier die Analgesie zuletzt eintritt (SKARDA und TRANQUILLI, 2007). Nach Erlöschen der Sensibilität wurde die Klemmprobe im Minutentakt wiederholt. Nach zehn Minuten wurde der Stauschlauch gelöst und die Klemmprobe weiter im Minutentakt durchgeführt, bis der Zwischenklauenreflex und die Sensibilität wieder vollständig hergestellt waren. Um die Blutzirkulation anzuregen, wurden die zuvor abgebundenen Gliedmaßen massiert und die Gelenke bewegt, um die Venenpumpe nachzuahmen. Bei fünf Schafen (Kontrollgruppe  $n=5$ ) wurde keine Stauungsanästhesie durchgeführt und die Klemmprobe die ersten zwei Minuten vier Mal im Abstand von 30 Sekunden anschließend bei Minute drei, sieben und zehn geprüft, um eine Gewöhnung an das Zwicken mit der Klemme auszuschießen. Bei diesem Auswertungsverfahren tritt laut statistischem Gutachten des Tierversuchsantrages ein Fehler der ersten Art mit einer Wahrscheinlichkeit von 5% auf, ein Fehler der zweiten Art mit 20%. Die biologisch relevante Differenz beträgt 65%.





---

Abb. 17: Vorgehen zur ISTVAN bei der Hintergliedmaße eines Schafs:

- a) Aufsuchen der prominentesten Vene (in diesem Fall der Verbindungsast zwischen dem dorsalen oberflächlichen und dem plantaren tiefen Venensystem)
- b) Durchstechen der Haut
- c) das Blut (z.T. im Strahl) vollständig abgehen lassen (Volumenmessung!)
- d) aspirieren
- e) langsame Injektion
- f) Test der Schmerzhaftigkeit

Um systemtoxische Nebenwirkungen auszuschließen, wurde vor dem Setzen des Schafes mit Herzfrequenz- und Atemfrequenzkontrollen begonnen. Diese wurden bis zu 20 Minuten nach Abnahme des Stauschlauchs fortgeführt, um mögliche systemische Einflüsse des intravenös applizierten Lokalanästhetikums zu prüfen.

Am Tag 1, Tag 4 und Tag 7 nach dem Versuch wurden eine Allgemein- und Lahmheitsuntersuchung durchgeführt. Zudem wurden die Injektionsstellen an den Gliedmaßen im Speziellen nachuntersucht. Hierbei lag das Augenmerk vor allem auf Veränderungen in der Farbe und Wärme der Gliedmaße, um Thrombosen auszuschließen, sowie anderweitige entzündliche Prozesse frühzeitig zu erkennen.

## 4 Ergebnisse

### 4.1 Makroskopische Untersuchungen

Im Gegensatz zum Rind hat die Ziege einen deutlich steiler gewinkelten Klauenschuh. Es wurde bei jedem Fuß eine Klauenpflege durchgeführt, um eine möglichst physiologische Fußung zu generieren. Anschließend wurde der genaue Winkel zwischen dem Klauenrücken und der Fußungsfläche gemessen. Bei den untersuchten Ziegen der Rasse „Bunte deutsche Edelziege“ ergab sich im Schnitt für Vordergliedmaße ein Winkel von rund  $66^\circ$  und für die Hintergliedmaße ebenfalls rund  $66^\circ$ , wohingegen bei den untersuchten Schafen sich ein Winkel von  $64,5^\circ$  bei der Vordergliedmaße und  $63,5^\circ$  für die Hintergliedmaße ergab.

#### 4.1.1 Definition der einzelnen Segmente

Die Einteilung der Klaue nach Segmenten ist eine topographische Zerlegung des unbehaarten Hautüberzugs der Klaue in funktionelle Abschnitte. Die Einteilung erfolgt durch vergleichend anatomische Untersuchungen der Struktur der Subkutis, des Coriums und der Epidermis der Klaue. Es ergibt sich eine Einteilung in je ein Saum-, Kron-, Wand-, Sohlen- und Ballensegment. Diese bestehen jeweils aus der Epidermis (Oberhaut), der Dermis (Lederhaut) und beim Saum- Kron- und Ballensegment zusätzlich der Subkutis (Unterhaut).

##### 4.1.1.1 Saumsegment

Das Saumsegment befindet sich direkt distal des Übergangs von der behaarten Haut zur Klaue und erreicht im Durchschnitt eine Breite von 2,5 mm. An diesem Übergang ist bei der Ziege ein deutlicher gemeinsamer Saumwulst (Abb. 18) ausgebildet, der am prominentesten am Klauenrücken ausgebildet ist und eine deutliche Vorwölbung des Saumhorns gegenüber der behaarten Epidermis beschreibt. Das Saumhorn der beiden benachbarten Klauen geht nicht direkt ineinander über, sondern ist über eine deutliche quer verlaufende Hautfalte verbunden, in die das distale Zwischenklauenband (Abb. 5) eingebettet ist. An der Klauenlederhaut kann man die

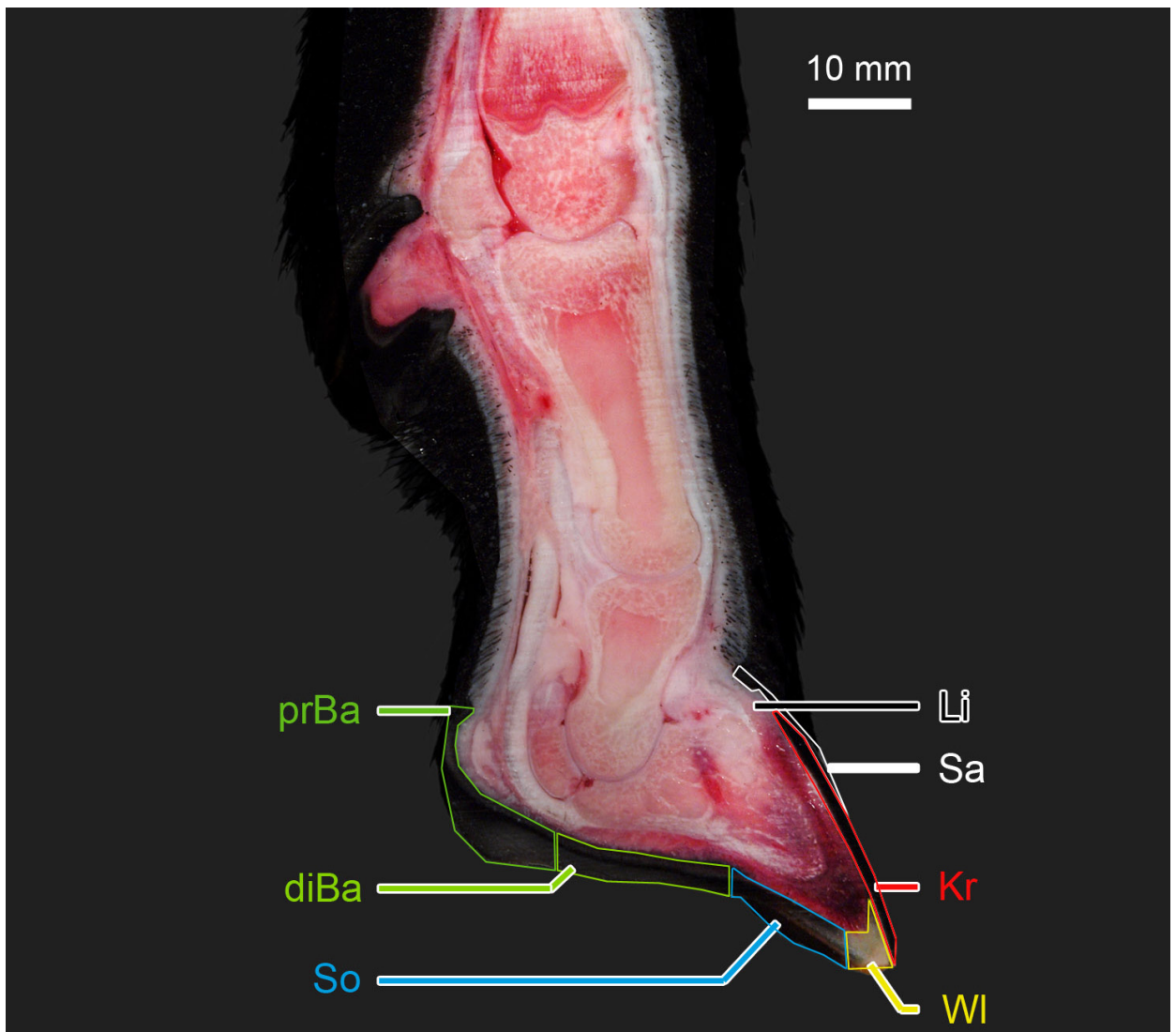


Abb. 18: Sagittalschnitt durch die laterale Klaue des linken Fußes eines Kamerunschafes (Ansicht von medial)

Li: Limbus; Sa: Saumsegment; Kr: Kronsegment; WI: Weiße Linie; So: Sohlensegment; diBa: distaler Ballen; prBa: proximaler Ballen

Grenze zum Kronsegment gut ausmachen, da die wesentlich längeren Papillen des Saumsegments plötzlich in die feinen und kurzen Papillen (Abb. 23) des Kronsegments übergehen und sich somit eine makroskopisch gut erkennbare Linie abzeichnet. Das weiche Saumhorn schilfert leicht ab und hat die Aufgabe, den Feuchtigkeitsgehalt des Kronsegments zu regulieren. Es beginnt, ab dem Saumwulst zu wachsen und schiebt sich über das distal liegende Kronhorn, welches es bis zu seiner proximalen Hälfte bedeckt. Es liegt flächig auf dem proximalen Teil der Hornplatte, ist ca. 2-5 mm breit und läuft gegen distal allmählich aus. An den

Seitenflächen geht das Saumhorn nahtlos in das Ballenhorn über, was makroskopisch nicht zu erkennen ist. Es ist im Unterschied zur behaarten Haut haar- und drüsenlos und mit einem dickeren Stratum corneum und einem Stratum granulosum ausgestattet. Vor allem auf der Interdigitalplatte bleibt das Saumhorn, vermutlich durch unzureichende Abnutzung, auf der proximalen Hälfte der Klauenplatte liegen und bildet einen feuchten, schmierigen Belag, der mechanisch leicht entfernt werden kann.

#### 4.1.1.2 Kronsegment

Die Klauenplatte, welche sich aus Saum-, Kron- und Wandhorn zusammensetzt, ist sehr dünn, doch bei kleinen Wiederkäuern - besonders bei der Ziege - härter als beim Rind. Die Dicke des Kronhorns liegt durchschnittlich zwischen 1,2 und 1,8 mm.

An der Lederhaut des Kronsegmentes kann man seine Ausdehnung gut ausmachen: Am Klauenrücken besitzt das Kronsegment seine größte Ausdehnung und liegt dorsal begrenzt vom Saumsegment und distal begrenzt vom Wandsegment. Hier hat das Kronsegment eine Breite von 8 mm, verschmälert sich auf dem Weg nach plantar/palmar, wo es inklusive dem Wandsegment spitz ausläuft. Auf der abaxialen Klauenseite bedecken beide Segmente etwa 4/5 der Fläche, wohingegen das auslaufende Kron- und Wandsegment an der interdigitalen Seitenfläche einen etwas geringeren Bereich einnimmt: Die Interdigitalplatte besitzt distal auf Fußungsniveau eine Länge von etwa 3,5 cm. Der sich anschließende Ballenbereich hat hier eine Länge von 1,5 cm und verschmälert sich nach proximal auf eine Länge von 1 cm, was für die interdigitale Klauenplatte bedeutet, dass sie plantar/palmar nach schräg proximal spitz ausläuft. Der Übergang des seitlichen Kronhorns zum Ballenhorn ist visuell bei dunkel pigmentierten Klauen gut zu erkennen, da der sich palmar/plantar anschließende Ballen plötzlich weniger bis gar nicht pigmentiert ist. Dieser makroskopische Befund stimmt mit dem palpatorischen Befund überein, da ab dieser Grenze das Horn mit dem Daumen eindrückbar ist.

Das sehr harte, widerstandsfähige und meist stark pigmentierte Horn der Klauenplatte bildet die Schutzschicht der Klaue sowie distal den äußeren Tragrand, den Margo solearis. Auf diesem lastet bei Ziegen auf hartem Untergrund das gesamte Gewicht der Tiere. Bei ungepflegten Klauen überwächst meist die abaxiale



Klauenplatte die Fußungsfläche und schlägt sich in der Regel nach axial um. Dasselbe Phänomen tritt ebenfalls bei der Interdigitalplatte auf, diese aber überwächst das Fußungsniveau und verbiegt sich nach abaxial. In den sich bildenden Hohlraum zwischen Sohlen- und Ballenhorn auf der einen Seite und der überragenden Klauenplatten auf der anderen Seite kann sich Mist fest eintreten und mit seinen Inhaltsstoffen nach Untersuchungen von Mülling (MÜLLING, 1993) der Hornqualität äußerst abträglich sein, vor allem die Weiße Linie schädigen und für Lahmheiten die Ursache darstellen.

Die Interdigitalplatte schließt palmar/plantar im Vergleich zur Außenplatte weiter proximal ab, was zur Folge hat, dass die Interdigitalplatte die Fußungsfläche nicht erreicht. Bei schlechter Klauenpflege verliert sie die Haftung an das darunterliegende distale Ballenhorn und bildet zwischen sich und dem Ballen einen Spaltraum aus.

#### 4.1.1.3 Wandsegment und weiße Linie

Das Horn des Wandsegments ist beteiligt an der Bildung der Klauenplatte, welche sich aus dem Saum-, dem Kron- und dem Wandhorn zusammensetzt und bei der Ziege distal den Tragrand bildet. Trotz einer sehr geringen Schichtdicke von ungefähr 2-3 mm trägt das Tier sein ganzes Gewicht lediglich auf der Klauenplatte.

Das Corium des Wandsegments bildet, im Gegensatz zu allen anderen Segmenten, keine Papillen, sondern Lederhautblättchen. Im Übergang vom Kron- zum Wandsegment sind die proximal noch unregelmäßig angeordneten Papillen streng aneinandergereiht (Abb. 28), wachsen dann nach distal zusammen und bilden die, im Gegensatz zu den Equiden, unverzweigten Primärblättchen. Die Lederhautblättchen beginnen durchschnittlich 1,5-2 mm proximal der Mitte des Klauenrückens und reichen bis zur Fußungsfläche.

Von außen nicht sichtbar ist das Wandsegment vom Kronhorn bedeckt, makroskopisch ist das vom Wandsegment produzierte Horn als weiße Linie bei horizontal geschnittener Wandplatte zu erkennen. Die weichen Blättchen der Lederhaut sind sehr fest mit den von oben nach unten wachsenden Hornblättchen der Epidermis verbunden, damit der Innenteil der Klaue fest im Hornschuh gehalten wird. Dadurch hängen die kleinen Wiederkäuer mit ihrem ganzen Gewicht im Hornschuh – dem Klauenbeinträger. Somit werden die Kräfte, die beim Fußten auftreten, direkt über das Wandsegment auf das Klauenbein übertragen, weswegen

die Subcutis als lockere Verschiebeschicht in diesem Segment fehlt. Nach distal nimmt die Wanddicke kontinuierlich zu, wobei jede neue Zelle eine stabile Verbindung mit ihrer Nachbarzelle eingeht. Dadurch entsteht ein fester Hornzellverbund zwischen Kron- und Wandhorn. An der Grundfläche des Klauenschuhs endet die Klauenplatte, die in proximodistaler Richtung vorgeschoben wird. An der Fußungsoberfläche findet man dort die weiße Linie, die die Verbindung zwischen der Klauenplatte und der Klauengrundfläche herstellt.

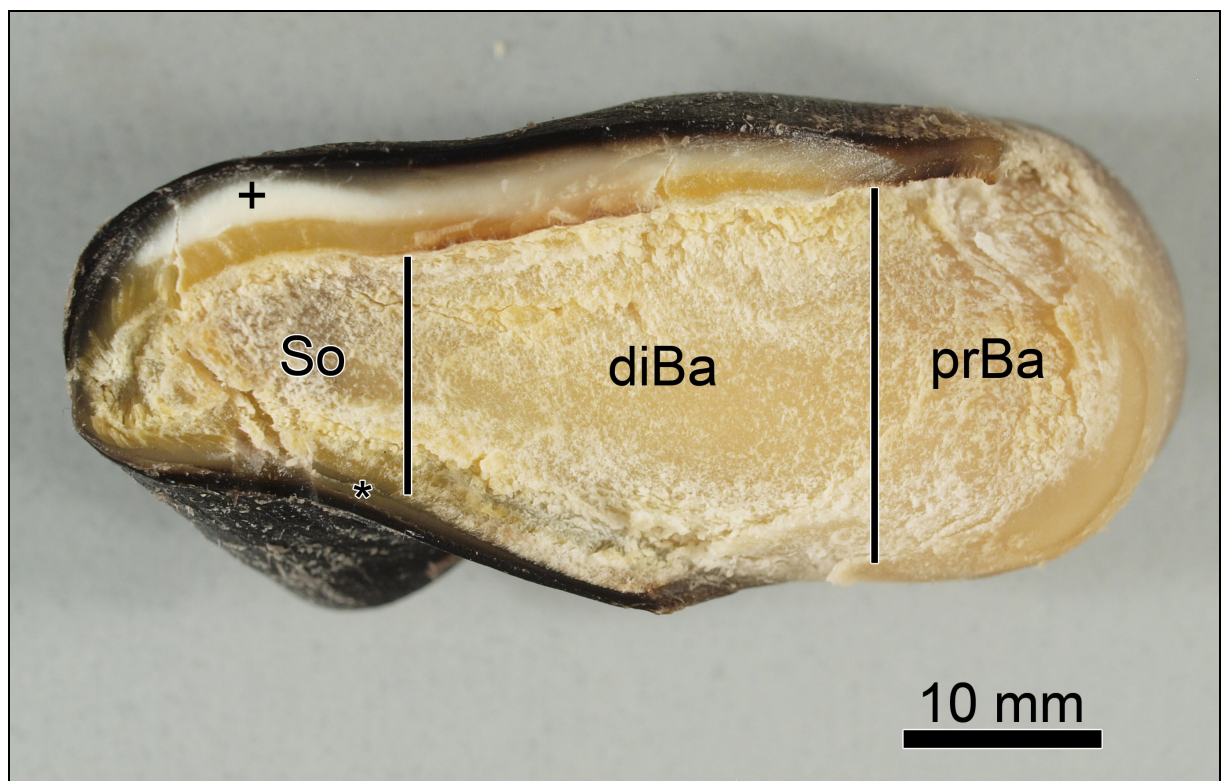


Abb. 19: Aufsicht auf die Fußungsfläche einer 10 Jahre alten Bunten Deutschen Edelziege  
+: abaxialer Teil der Weiße Linie; \* axialer Teil der Weißen Linie, So: Sohlensegment; diBa: distales Ballensegment, prBa: proximales Ballensegment

Die weiße Linie bei der Ziege besitzt ihre größte Breite direkt an der Klauenspitze. Hier dehnt sie sich über 2,5 mm zwischen Kronhorn und Beginn des Sohlenhorns aus und ist als deutlich erkennbare leuchtend weiße Struktur vom pigmentierten Kronhorn zu unterscheiden. Sie verläuft abaxial entlang der konvexen Form der Außenplatte im Bogen nach palmar/plantar, wo sie sich deutlich verjüngt, spitzwinklig ausläuft und schließlich verschwindet, was auf Höhe des Endes der Lederhautblättchen passiert. Im Gegensatz zu der leuchtenden, kräftigen weißen

Linie der Außenseite stellt sich die weiße Linie auf der interdigitalen Seite der Fußungsfläche als unklar zu erkennende, verwaschene graue Struktur dar. An ihrem apikalen Beginn misst sie 1 mm und verschmälert sich im palmaren/plantaren Verlauf ebenso wie ihre Gegenseite. Sie folgt dem konkaven Verlaufsmuster und läuft wie oben beschrieben nach proximal gezogen aus (Abb. 19). Mit der Lupe können drei strukturelle Anteile der weißen Linie gut erkannt und beschrieben werden: Die abaxiale weiße Linie setzt sich vom stark pigmentierten Kronhorn in der Vergrößerung undeutlich ab, was makroskopisch nach einer deutlicheren Trennlinie aussieht. Der innere Anteil der weißen Linie wird von den mittleren Teilen der Hornlamellen und dem Kappenhorn gebildet. Das deutlich erkennbare, regelmäßige Streifenmuster rührt von der Anordnung der Hornblättchen her, deren Zwischenräume mit Kappen- und Terminalhorn ausgefüllt sind. Dieses bröckelt bei ungepflegten Klauen leichter aus, so dass die qualitativ höherwertigen Hornblättchen bestehen bleiben; diese sind dann als Streifen schon makroskopisch zu erkennen. Der innere Teil der weißen Linie wird vom Terminalhorn gebildet, das am sohlenwärtigen Rand zwischen den Hornlamellen liegt. Hier ist eine scharfe Grenze zwischen der weißen Linie und dem angrenzenden Sohlen- bzw. Ballenhorn zu entdecken.

#### 4.1.1.4 Sohlensegment

Das Sohlensegment findet man im Zentrum der Fußungsfläche: Es ist ein sehr kleiner Bereich, der nach kranial und zur Seite von der weißen Linie begrenzt ist, kaudal liegt ihm das distale Ballensegment an. Die Abgrenzung dieser beiden Segmente voneinander ist makroskopisch gut möglich, da sie sich im Aussehen sowie im palpatorischen Befund unterscheiden. Der distale Ballen liegt zwischen den Anteilen der weißen Linie als sich nach apikal verjüngendes, völlig unpigmentiertes Trapez. Mit einer relativ scharfen Grenze und mit unbewaffnetem Auge zu erkennen, liegt zwischen der apikalen weißen Linie und dem distalen Ballen ein leicht pigmentierter keilförmiger Bereich (Abb. 19). Dieser ist im Gegensatz zum proximalen Ballen nur noch schwerlich mit den Fingern einzudrücken. Die genaue Unterscheidung zwischen Ballen- und Sohlenhorn lässt sich allerdings erst genau histologisch durch das Vorhandensein von Subkutis und eines Stratum granulosum

im Ballen treffen. An Epidermis und Corium sind sonst keine morphologischen Unterschiede zwischen Sohle und Ballen festzustellen.

#### 4.1.1.5 Ballensegment

Das Ballensegment kann in einen proximalen und einen distalen Abschnitt unterteilt werden. Beide Abschnitte haben gemeinsam, dass sie eine Subkutis besitzen. Insgesamt bildet der Ballen den größten Teil der Klauengrundfläche.

Der proximale Abschnitt beginnt palmar/plantar am Übergang von der behaarten Haut, wo er eine deutlich abgesetzte Wölbung bildet und in Richtung Fußungsfläche zieht. Er berührt den Ballen der Nachbarklaue nicht, ist aber axial sowie abaxial sehr weit ausgebreitet und stößt jeweils an Segmente, die die Klauenplatte bilden: in proximodistaler Richtung sind dies das Saum-, Kron- und Wandsegment. Somit bedeckt das Ballensegment, auf Grund der Ausdehnung der Klauenplatte, abaxial das palmare/plantare Fünftel der Klaue, axial ungefähr das palmare/plantare Drittel (Abb. 19). Am Trachtenrand der Klauenplatte fällt der Ballen steil ab, misst ungefähr 2 cm und bildet mit seinem mächtigen Wulst den palmaren/plantaren Abschluss der Fußungsfläche der Klaue.

Zehenspitzenwärts schließt sich direkt der distale Ballenteil an. Abaxial sowie axial wird dieser von der weißen Linie begrenzt, apikal stößt er an das Sohlensegment (Abb. 19). Makro- wie mikroskopisch lassen sich beide Abschnitte des Ballensegments nicht unterscheiden, jedoch kann man anhand des sich nach apikal verjüngenden Unterhautpolsters die Grenze zwischen Ballen- und Sohlenhorn relativ gut bestimmen: die Strecke von der Klauenbeinspitze bis zum Beginn des Unterhautpolsters des distalen Ballens beträgt ungefähr 1 cm. Der abaxiale und axiale Anteil der weißen Linie umschreiben eine keilförmige Fläche, die das Sohlensegment einschließt.

Bei ungepflegten Klauen ist das Horn des proximalen Ballens sehr weich und mit dem Daumen leicht eindrückbar, seine Oberfläche ist zerklüftet und bröckelig. Wenn die Klauenwandplatte auf Grund mangelnder Pflege über das Niveau der Fußungsfläche hinauswächst, schlägt sie meist nach axial um. So wird zwischen ihr und dem distalen Ballen- bzw. Sohlenhorn eingetretener Mist eingeschlossen. Dadurch wird auf weichem Grund das Horn der Klauenplatte nicht durch Fußung abgenutzt. Das Sohlen- und Ballenhorn wird durch den mikrobiell kontaminierten Mist

zusätzlich geschwächt, wodurch es brüchig wird und mechanisch leicht abgetragen werden kann. Darunterliegende Schichten, die bei guter Pflege zu Tage treten, sind gummiartig eindrückbar.

#### 4.1.2 Dermis

Klauenlederhaut und Klauenepidermis bilden zusammen die Klauenhaut. Die Lederhaut des Zehenendorgans besteht aus einem tief gelegenen Stratum reticulare und einem oberflächlichen Stratum papillare. Die tiefe Schicht besteht aus einem System von kollagenen Fasern, welche kompliziert in alle drei Richtungen des Raumes angeordnet sind und eine Verbindung zur Unterhaut bzw. zum Klauenbein herstellen. Es schließt größere Blutgefäß- und Nervenäste ein. In den Papillarkörper dringen Kapillaren und die feinen Verzweigungen des nervösen Endapparates ein. Der Papillarkörper hat die Aufgabe, die gefäßfreie Epidermis zu versorgen sowie eine feste Verbindung zwischen Dermis und Epidermis herzustellen. Dies gelingt durch die Oberflächenvergrößerung durch die Papillen, die sowohl eine bessere Verzahnung bewirken als auch eine größere Diffusionsfläche bilden. Die Lederhaut, die der Subkutis bzw. dem Periost direkt aufliegt, bildet die Klauenpatrize, die sich in die Klauenkapsel mit ihrer Innenseite als Matrize direkt einfügt.

Mit Ausnahme des Wandsegments, welches proximodistal gerichtete und parallel angeordnete Lederhautblättchen ausbildet, ist die Oberfläche der Klauenlederhaut mit Papillen versehen, die je nach Segment verschieden dicht angeordnet und verschieden lang sind. Die Blättchen des Wandsegments entstehen knapp proximal der Mitte der Klauen. Im Bereich dieser Blättchen bildet sich das sogenannte Blättchenhorn, in den Abschnitten mit Papillen das Röhrchenhorn. Die Lage der einzelnen Segmente kann man auf diese Weise an der Oberfläche der Klauenlederhaut am besten erkennen.

#### 4.1.3 Subkutis

Die Subkutis der kleinen Wiederkäuer ist ein bindegewebiger Überzug über die zentralen Stützteile der Klaue, verbindet diese auch sehr fest mit der Lederhaut und ist an den Stellen am deutlichsten ausgeprägt, wo sie zur Polsterung und

Stoßbrechung benötigt wird. Sie besteht aus in alle drei Dimensionen verlaufenden Kollagenfasern mit Fetteinlagerungen.

Am Saum- und Kronsegment bildet sie den Saum- bzw. Kronwulst aus: ersterer beginnt am Übergang zur behaarten Haut, wölbt sich ca. 1,5 – 2 mm auf, geht in den Kronwulst über und zieht gegen Wandhornlamellen, die knapp proximal der Klauenrückenmitte beginnen. Dieser Wulst umringt den Klauenrücken, ist vor allem auf der abaxialen Seite der Klaue deutlich ausgeprägt und geht, sich plantar/palmar verbreiternd, nahtlos in das Ballenhornpolster über. Im Bereich des proximalen Ballens ist die Subkutis ein 2 mm dickes Kissen, das sich auf seinem Weg distal in Richtung Ballenpolster enorm verdickt. Dort bildet sie einen sehr ausgeprägten, ungefähr 10 mm dicken Wulst, der im Verhältnis größer ist als der des Rindes. Auf seinem Weg zur Klauenspitze flacht das Unterhautpolster auf Höhe des distalen Ballens merklich ab, bis es im Sohlensegment vollständig verschwunden ist. An den Bereichen der Klaue, wo eine besonders starke Verbindung von Lederhaut und Klauenbein nötig ist, fehlt eine Subkutis, da hier die Lederhaut und das Periost eine direkte Verbindung miteinander eingehen. Das Wandsegment sowie das Sohlensegment sind somit frei von Subkutis.

## **4.2 Mikroskopische Untersuchungen**

Die Zellkörper des Stratum basale stellen sich als hochprismatische, zylindrische Grenzschicht zur Lederhaut dar und werden in der HE-Färbung violett. Bei der Trichromfärbung werden die Epidermiszellen ziegelrot und sind somit leicht von dem leuchtend grünen Bindegewebe des Koriums und dem Orange der Muskeln abgrenzbar. Mit der PAS-Reaktion – wenn eine positive Reaktion vorhanden – zeigt sich unter anderem im Stratum basale die Basalmembran als eine meist sehr schmale und scharf begrenzte violette Linie. Die Zellen des Stratum basale sind mit Desmosomen untereinander und mit angrenzenden Stratum spinosum Zellen verbunden. Durch die Entwässerung schrumpfen die Zellen, und in den Interzellularspalten werden diese Spitzenausläufer sichtbar (Abb. 20a).

Das angrenzende Stratum spinosum ist in seinen tieferen Schichten aus Zellen aufgebaut, die große Ähnlichkeit zu den benachbarten Basalzellen haben. Je weiter sie sich von der Lederhaut entfernen, desto mehr schrumpfen die Zellleiber und nehmen polygonale Formen an, beim Zytoplasma wie beim Zellkern verlieren die



Farbstoffe an Intensivität, die Zellkerne werden immer größer, erscheinen blasig und drängen das Zytoplasma an den Zellrand.

Das Stratum granulosum ist im Ballen-, Sohlen sowie im Saumsegment vorhanden, und fehlt somit im Wand- und Kronsegment. Es zeigt sich in den H.-E. gefärbten Präparaten meist in Form abgeflachter Zellen mit blauem Zytoplasma und dunkelblauen Zellkernen. In der Trichromfärbung ist das Stratum granulosum meist dunkelrot bis violett und deutlich abgegrenzt, und mit der PAS-Reaktion sind die Zellgrenzen hauchzart dunkelblau umrandet, die Zellkörper färben sich minimal stärker blau an (Abb. 20b).

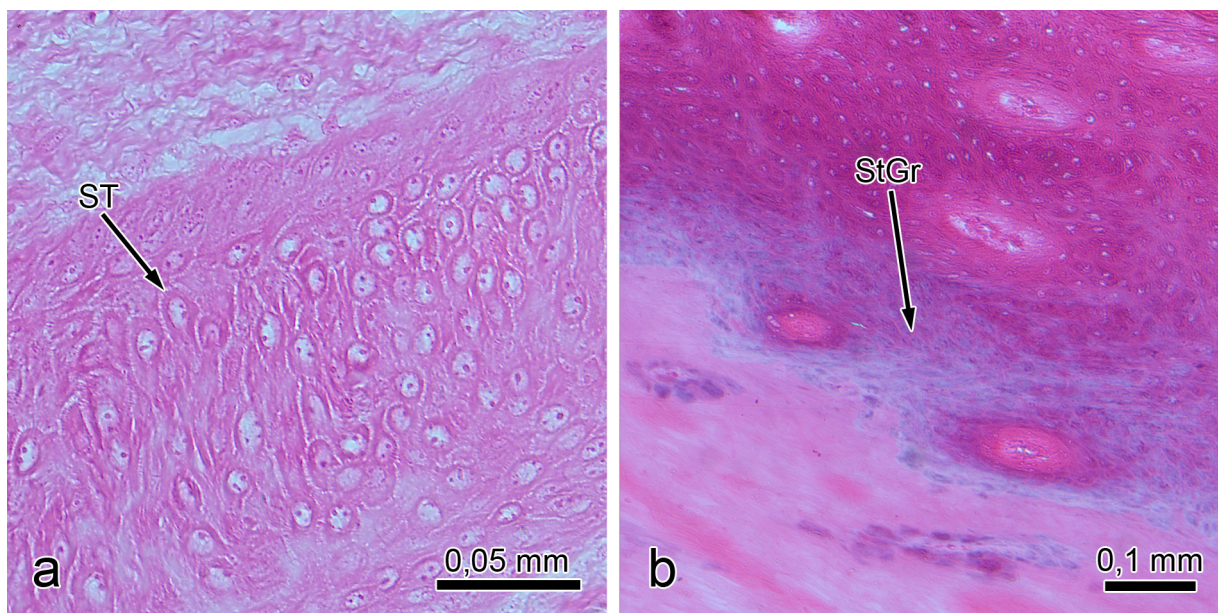


Abb. 20: Ballen Auftrittsfläche (HE-Färbung)

a) Stachelzellen (ST) tief zwischen zwei Papillen

b) Stratum granulosum (Stgr), das sich zum proximalen Ballen vergrößert

Die Zellen des Stratum corneum liegen in den meisten Anschnitten aller Segmente als abgeflachte Zellen vor, deren Ränder einen unregelmäßigen, ausgefranzten Eindruck erwecken (Abb. 21a). Im Stratum corneum sind, vor allem im Bereich der Klauenplatte, eine enorme Anzahl von intrazellulären Pigmenten zu erkennen, was sich vor allem mit der PAS-Reaktion eindrucksvoll zeigen ließ. Die Hornzellen des Stratum corneum sind in der HE-Färbung meist lediglich durch einen leichten Stich ins Violette zu erkennen, die Zellgrenzen nur schwer erkennbar. In der PAS-Reaktion zeigen sich die Zellgrenzen als leuchtend weiße Linien, die die Zelleiber begrenzen. Letztere färben sich schwach stahlblau an. In der Dunkelfeldmikroskopie zeigt sich

der Übergang vom Stratum spinosum zum Stratum corneum deutlich: Die Stachelzellschicht ist in sattem Dunkelblau gefärbt, die Zellgrenzen sind deutliche schwarze Linien, wohingegen die Hornzellschicht unvermittelt als schwarzes Zellkonglomerat beginnt und die Zellgrenzen nicht mehr zu erahnen sind (Abb. 21b). Die Trichromfärbung zeigt das Stratum corneum bei kleinen Vergrößerungen als homogene, rosarote Schicht, die erst bei genauem Hinsehen feine, dunkle, violette Zellgrenzen erkennen lässt.

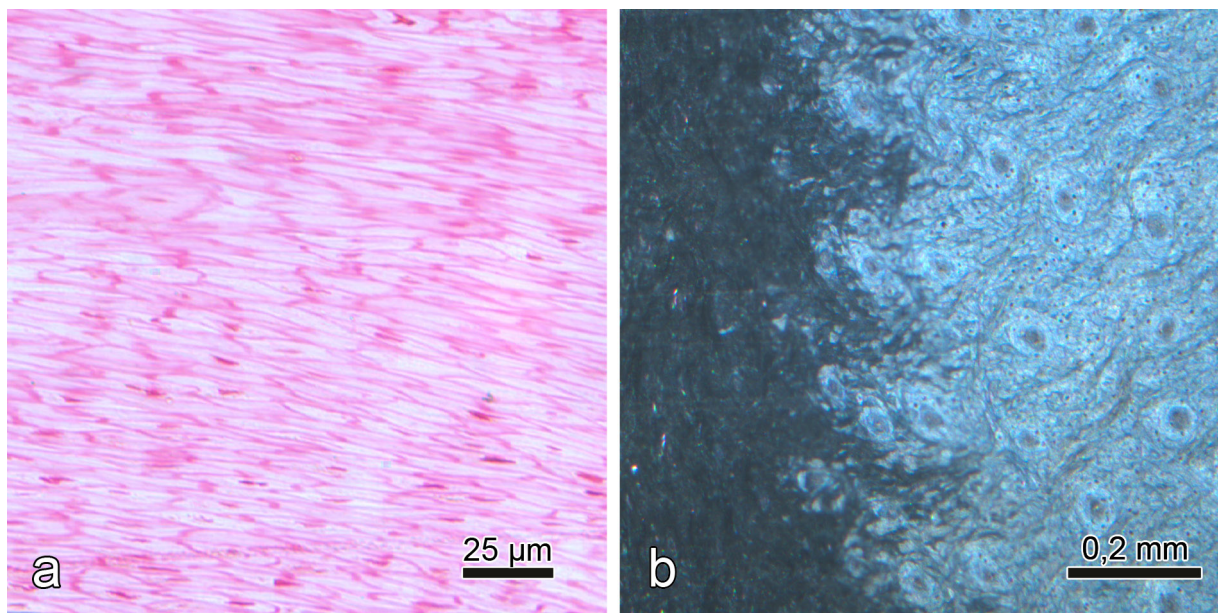


Abb. 21: Kronsegment

a) abgeflachte Zellen des Str. corneum (Trichromfärbung)

b) abrupter Farbwechsel bei der Dunkelfeldmikroskopie (90° PAS-Färbung)

Das Hornröhrchen besteht aus einem zentralen Mark und der umgebenden Rinde, die viele abgeflachte, konzentrisch angeordnete Zellen aufweist, und ist vom Zwischenröhrchenhorn umgeben. Um zwischen Markraum und der Hornröhrchenrinde besser unterscheiden zu können, wurde neben H.-E. und der PAS-Reaktion, die die Grenzen lediglich erahnen ließ, eine Trichromfärbung nach Masson und Goldner durchgeführt. Vor allem mit dieser Färbung konnte schön gezeigt werden, dass sich die Röhrchenrindenzellen zwiebelschalenartig um das Röhrchenmark anordnen (Abb. 22b).



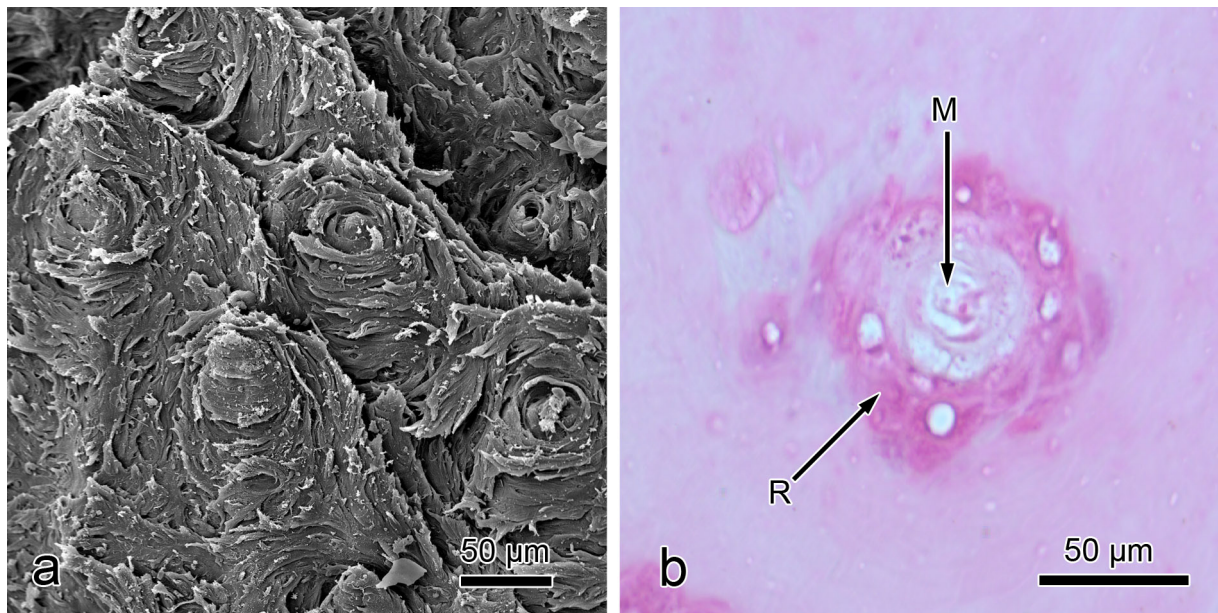


Abb. 22: proximales Kronhorn

a) unvollständig abgelöste Epidermis um die Papillen (REM)

b) zwiebelschalenartige Anordnung der Röhrchenrindenzellen (R) um das Mark (M) (HE-Färbung)

#### 4.2.1 Saumsegment

Das Saumsegment beginnt per Definition an der Grenze zur behaarten Haut und ist histologisch am Verschwinden der Haarbälge und der Talgdrüsen zu erkennen. Die gesamte Dicke aller Epidermisschichten des Saumsegments beträgt im Schnitt 1,16 mm. Die behaarte Epidermis besitzt am Übergang einen sehr unregelmäßig angeordneten Papillarkörper mit kurzen, an ihrer Basis sehr breiten Papillen, die - dank der Trichromfärbung gut einschätzbar - eine Länge von durchschnittlich 0,24 mm besitzen. Diese gehen schlagartig in eine geordnete Reihe von schlankeren, weit in die Epidermis vorragenden Lederhautzotten über, die relativ stark distal geneigt sind. Sie haben im Schnitt eine Länge von 0,89 mm, im Maximum besitzen sie eine Länge von 1,2 mm (Abb. 23). Die Dicke des Stratum germinativum (das Stratum basale und das Stratum spinosum) beträgt bis zum 3,7fachen des Stratum germinativum der behaarten Haut.

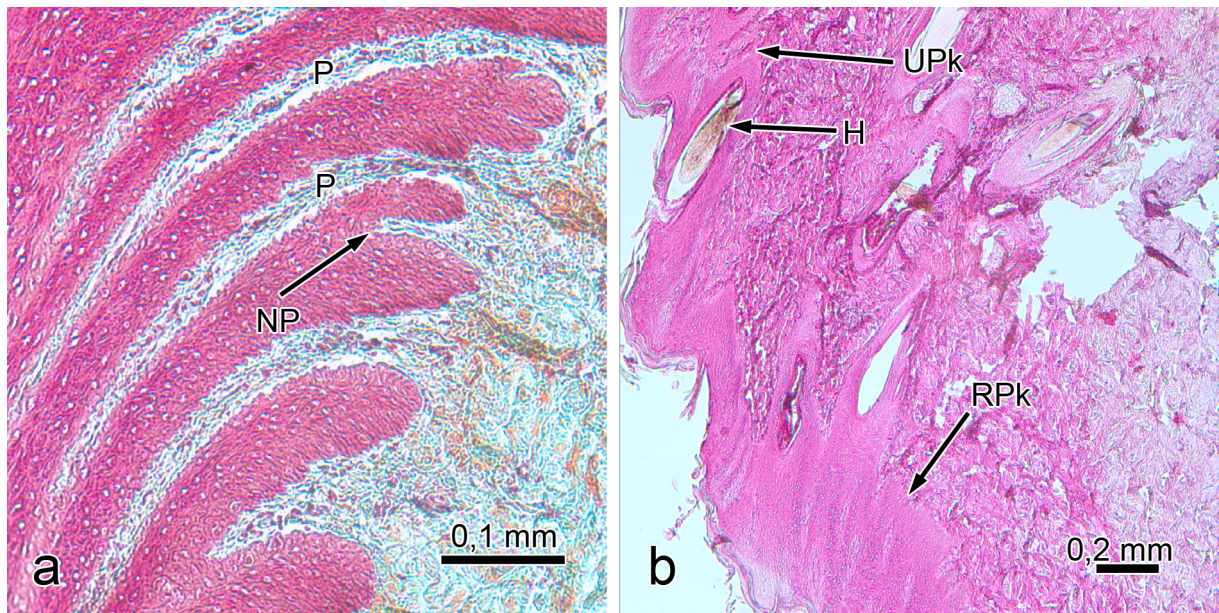


Abb. 23: Saumsegment: Übergang zur behaarten Haut

- a) stark distal geneigte, lange Saumpapillen (P) mit einer Nebenpapille (NP)  
(Trichromfärbung)
- b) HE-Färbung: unregelmäßiger Papillarkörper der behaarten Haut (UPk) mit Haarbälgen (H), weiter distal der regelmäßige Papillarkörper des Saumsegments (RPk)

Wie auch in anderen Segmenten zeigen sich bei den Papillen des Saumsegments eine Vielzahl von Nebenpapillen (Abb. 23a; Abb. 24a und b), die neben den schlanken und langen Papillen durch ihre Kürze, zum Teil aber auch durch ihre plumpe Form auffallen. Das gebildete Horn dieses Segments überwächst das distal von ihm gebildete Kronhorn in Papillenrichtung nach distal und bedeckt es axial bis ungefähr zur Hälfte der Höhe der Klauenplatte, abaxial bis etwa 5 mm.

Das Saumsegment besteht aus vier Schichten, da ein Stratum granulosum ausgebildet ist.

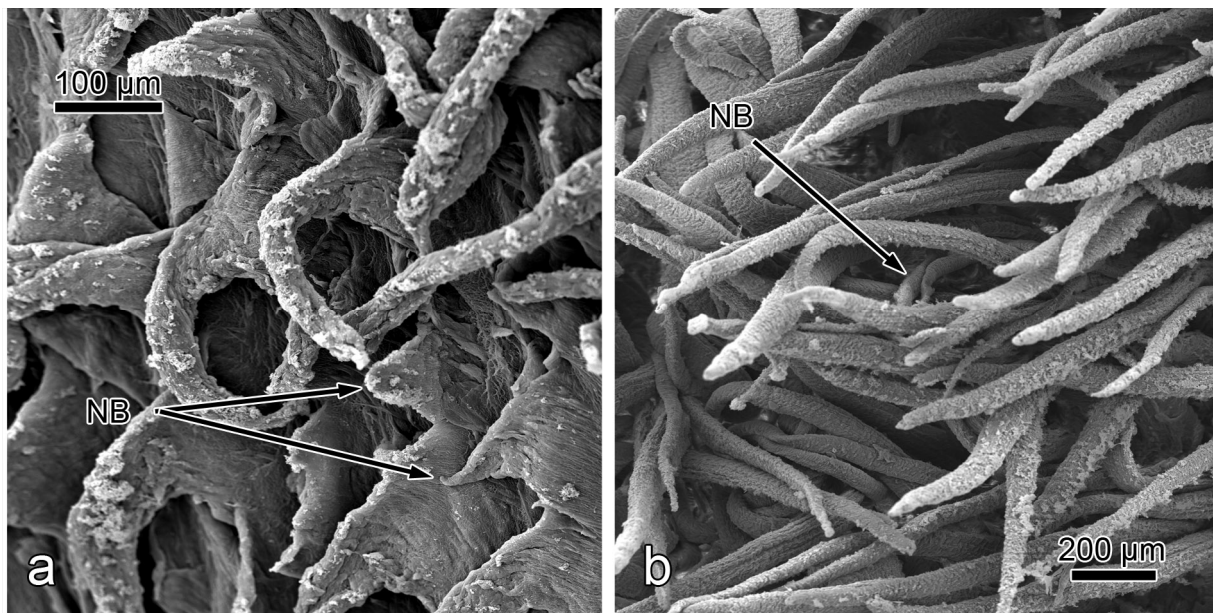


Abb. 24: Saum- und Kronpapillen im REM

a) Nebenpapillen (NB)

b) Nebenpapillen (NB)

#### 4.2.1.1 Das Stratum basale

Die Basalmembran besteht aus einer Reihe von hochprismatischen, palisadenartigen Zellen. Mit ihren basalen Polen sind sie über Fortsätze an der darunter liegenden Basalmembran befestigt, die besonders gut bei der PAS-Färbung als feine violette Linie zu sehen ist. Diese Form der Befestigung wurde als Wurzelfüßchen beim Rind schon beschrieben (DIRKS, 1985; MÜLLING, 1993) (Abb. 25a).

Das Zytoplasma der Zellen im Stratum basale weist in der HE-Färbung ein leuchtendes Rosarot auf. Bei der Trichromfärbung zeigen sie sich in kräftigem Rot, das neben dem Grün der Lederhaut einen deutlichen Kontrast zeigt. Die Basalmembran reagiert bei der PAS-Reaktion im Saumbereich bis zum proximalen Kronsegment stark positiv und ist als violette Linie deutlich zu erkennen, wohingegen das lederhautfernere Horn keinen Farbumschlag zeigt. Insgesamt reagieren die Zellen des Saumsegments basophiler als alle Zellen sämtlicher anderer Segmente. Die Zellkerne belegen den größten Teil der Zellen und sind rund bis leicht längsoval, die Nucleoli sind kräftig dunkel angefärbt. Vor allem zwischen den Basen der Lederhautpapillen findet man Mitosefiguren. Zwischen den Basalzellen sind Melanozyten mit Melaningranula (Abb. 25b; Abb. 26b) zu finden. Die Pigmente kommen im Zytoplasma der Basalzellen und der ersten Zellen des Stratum spinosum



zu liegen und fallen dort speziell auf. Zwar sind Pigmente auch noch in lederhautferneren Schichten zu finden, allerdings nicht mehr in der gleichen Regelmäßigkeit und Dichte.

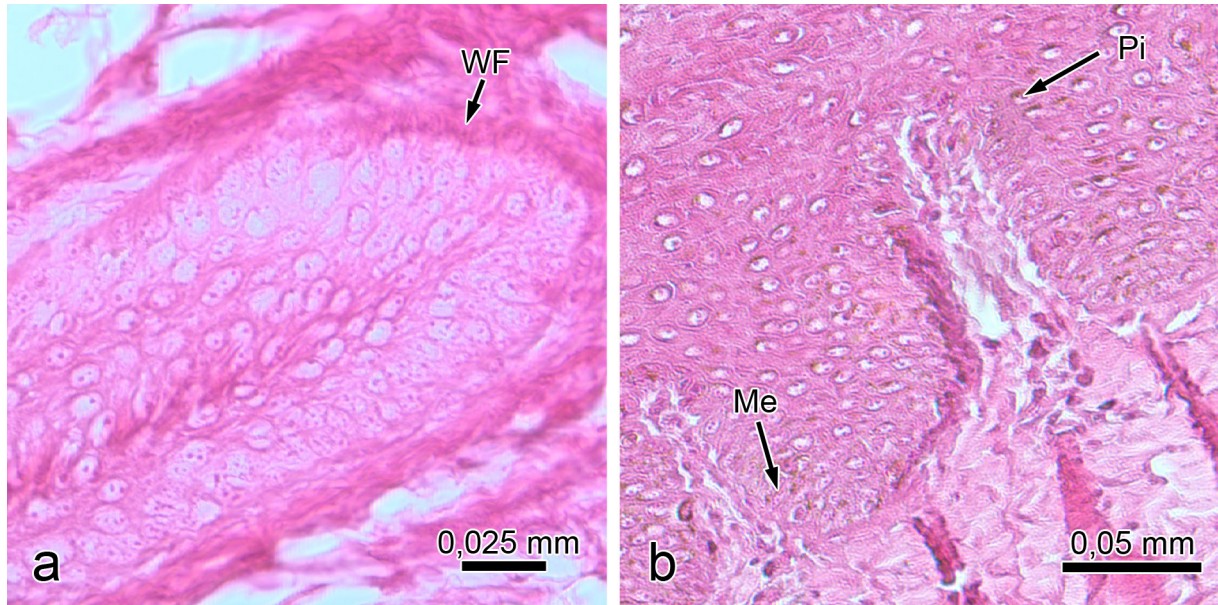


Abb. 25: Saumsegment (HE-Färbung)

- a) Wurzelfüßchen (WF) durchziehen die Basalmembran
- b) Pigmente (Pi) und Melanozyten (Me)

#### 4.2.1.2 Das Stratum spinosum

Distal der Basalzellen folgt die sog. Stachelzellschicht, die im Saumsegment 60-70 Zelllagen umfasst. Die benachbarten Basalzellen sind etwas kleiner als die ersten Spinosumzellschichten, besitzen aber eine ähnliche Form. Sie haben runde bis leicht ovale, weiße Zellkerne mit je einem gut sichtbaren Nucleolus. Das Zytoplasma ist wesentlich basophiler, sie präsentieren sich bei der HE-Färbung kräftig rot-violett, in der Trichromfärbung tiefrot. Bei der PAS-Reaktion ist das Zellinnere nahezu farblos bis hin zu leichter grau-blauer Färbung, die Zellgrenzen sind als dunkelgraue feine Linien zu erkennen. Schon nach sieben bis acht Zelllagen beginnen die Zellen sich in Form und Größe zu verändern: Die Zellform verändert sich von längsoval über spindelförmig bis hin zur Polygonalität. In einigen Zellen sieht man deutlich die weitläufig verteilten Pigmente (Abb. 25b). Im gleichen Zuge vergrößern sich die Zellen um ihr 2-3faches, was vor allem bei der HE-Färbung und der Trichromfärbung gut zu erkennen ist. Bei weiter entfernten Zelllagen sind die Zellgrenzen nur noch schlecht bis gar nicht sichtbar. In Nachbarschaft zu den Basalzellen sind die Zellen

des Stratum spinosum mit der Längsachse entlang der Hornwachstumsrichtung ausgerichtet, aber ab etwa der 15ten Zelllage beginnen die Zellen, sich quer zu dieser Richtung auszurichten (Abb. 26a). Später in Wachstumsrichtung ist die Orientierung der Zellen schwer zu bestimmen, da sie auf Grund ihrer Polygonalität keine eindeutige Zellachse mehr besitzen. Im Verlauf dieses Zellwerdegangs bleibt das Zytoplasma bei der HE-Färbung kräftig violett, die Kerne bleiben weiß mit deutlich sichtbarem Nucleolus - zum Teil auch zwei bis drei Nucleoli. Die Zellkerne verlieren im Laufe des Wachstums ihre rund-ovale Form, erscheinen vielgestaltig und sukzessive kleiner, werden an den Rand der Zelle gedrückt und verschwinden zur Grenze des Stratum granulosum hin vollkommen. Im Zytoplasma sind Pigmente sehr gleichmäßig verteilt und fallen bei manchen Schnitten besonders (Abb. 26b, Abb. 25b)

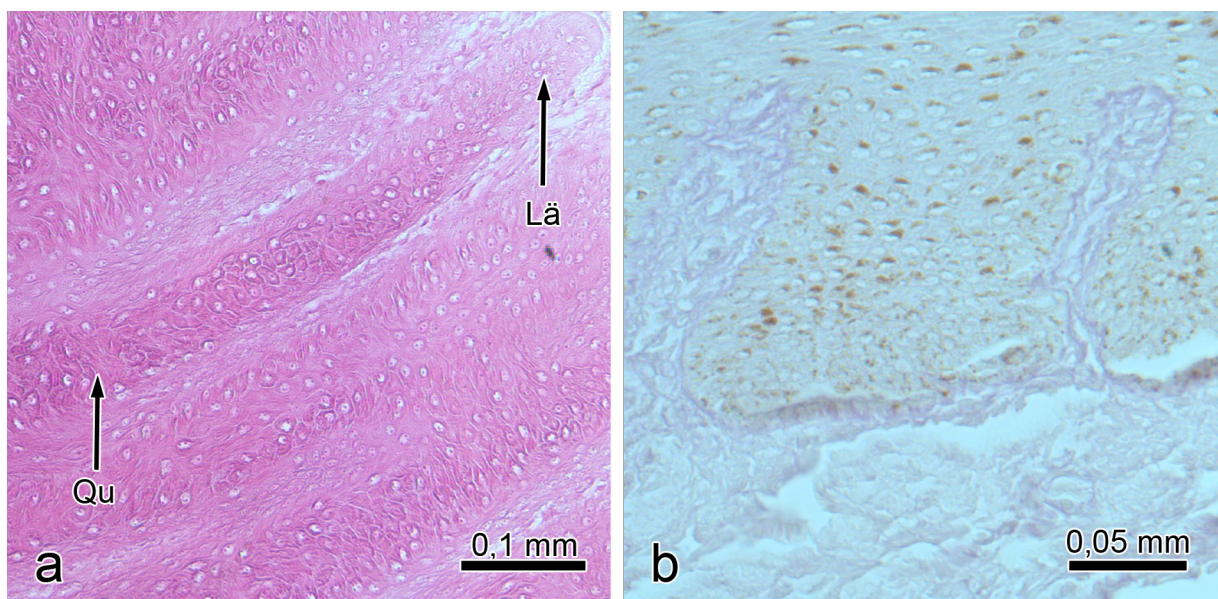


Abb. 26: Pigmente und Zellwerdegang

- a) HE-Färbung: Die Zellen verlaufen zuerst mit ihrer Längsachse (Lä) parallel zur Hornwachstumsrichtung, richten sich dann allerdings quer (Qu) dazu aus
- b) PAS: weitverteilte Pigmente im Str. spinosum und stark reagierende Basalmembran

In den, durch Entwässerung der Schnitte deutlich vergrößerten Zellzwischenräumen sind Stachelfortsätze erkennbar. Durch die Schrumpfung der Zellen werden die Desmosomen sichtbar und verleihen somit dem Stratum spinosum sein namensgebendes stacheliges Aussehen (Abb. 20a).

In der Nähe des Stratum basale zeigen die Zellen bei der HE-Färbung eine relativ schwache Acidophilie. Je weiter sie sich in Hornwachstumsrichtung entfernen, desto intensiver violett färben sie sich. In Richtung Verhornungsgrenze findet man auffällige Streifen im Stratum spinosum, die von ihrer Ausrichtung ungefähr parallel zu den Stratum Grenzen sind.

#### 4.2.1.3 Das Stratum granulosum

Im gesamten Saumsegment ist eine Körnerzellschicht ausgebildet. An den abaxialen und axialen Klauenseiten sind es lediglich 3-5 Zellschichten, am Klauenrücken hingegen 5-10. Die Zellen des Stratum granulosum stellen durch ihre Basophilie eine deutlich farbliche Grenze zum Violett des Stratum spinosum dar. In den letzten Zellschichten des Stratum spinosum lösen sich die Zellkerne allmählich auf, teilen sich in anfangs blasige Vakuolen, die schnell beginnen, sich leicht basophil anzufärben. Innerhalb weniger Zellschichten färben sich die Zellen mit tiefem Blau bei der H.-E.-Färbung an, bei der Färbung in der Trichromfärbung zeigt sich das Stratum granulosum mit tieferem Rot, zum Teil mit Rot-Orange, und die PAS-Reaktion zeigt sich lediglich in etwas kräftigerem Blau. Im Zytoplasma findet man deutlich blaue, basophile Keratohyalin granula, die sich anfangs am Rand der diversen Vakuolen finden (Abb. 27). In den ersten Zellschichten des Stratum granulosum sind die Granula eng am Zellkern als dunkelviolette Umrandung zu erahnen. Im weiteren Verlauf verteilen sie sich gleichmäßig im Zytoplasma, färben die Zellen immer deutlicher basophil blauviolett an, was man vor allem um die Spitzen von Papillen beobachten kann. Im Stratum granulosum beginnt der allmähliche Umbau der Hornzellen: Die Zellkerne werden vollständig umgebaut, und im Zellinneren überwiegen durch die kontinuierliche Verhornung die Keratine.

Am Übergang zwischen Saum- und Kronsegment verschwindet das Stratum granulosum relativ zügig. Die Dicke der Zellschichten nimmt innerhalb einer Strecke von wenigen Millimetern distal ab, bis das Stratum granulosum vollkommen verschwunden ist. Das Saumsegment erstreckt sich wegen des vorhandenen Stratum granulosums über die proximalen 2,3 cm der Hornwand nach distal. Nach palmar/plantar bleibt die Anzahl der Zellschichten konstant. In Richtung des Ballens werden es wenige mehr.



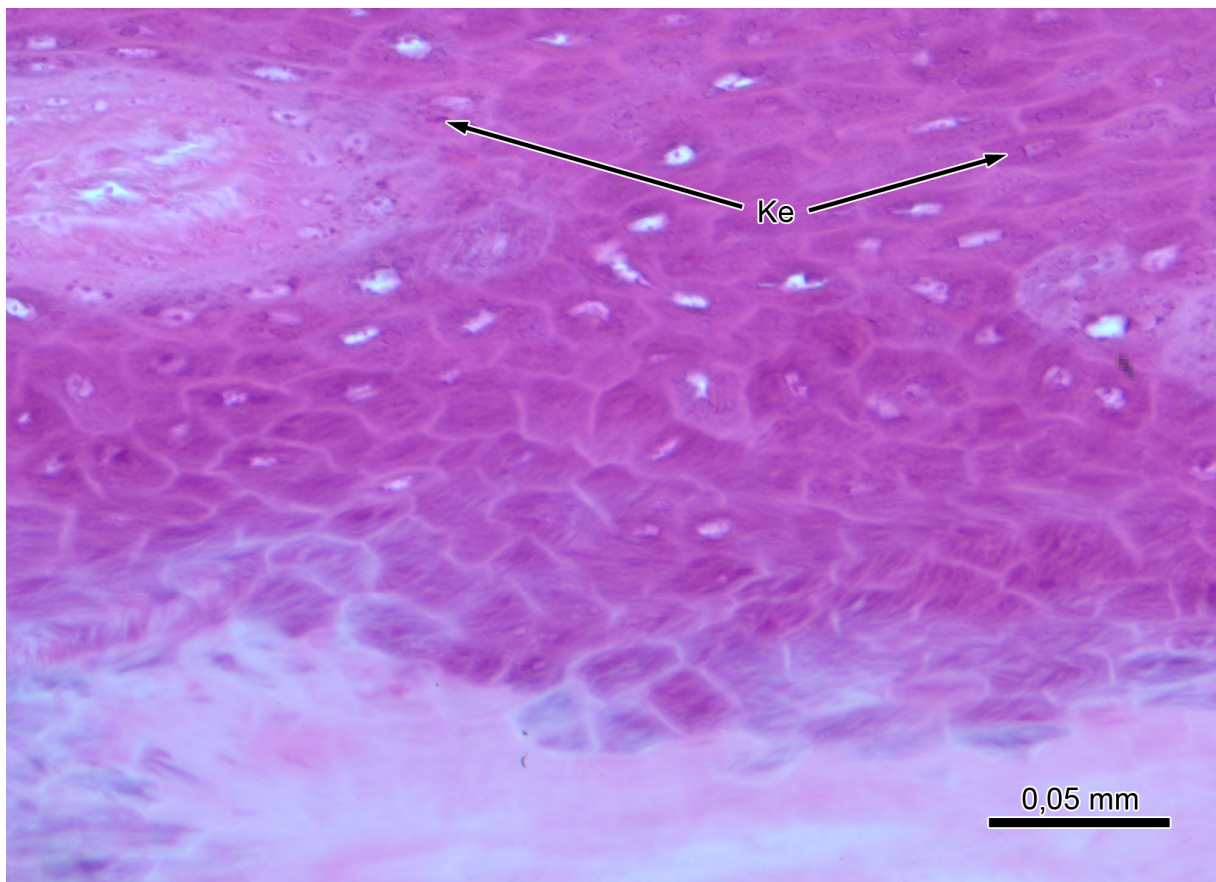


Abb. 27: Stratum granulosum

Keratohyalin granula (Ke) anfangs in Vakuolen (zellkernnah)

Die Zellgrenzen sind bei der HE-Färbung und bei der Trichromfärbung als hell durchscheinende Linien zu erkennen, bei der PAS-Reaktion zeigen sie sich dunkler als das Zytoplasma. Die Zellen zeigen hier eine backsteinähnliche Anordnung von selten quadratischer bis meist rechteckiger Form, deren lange Seiten tangential zur Oberfläche des Hornschuhs angelegt sind.

#### 4.2.1.4 Das Stratum corneum

Am Übergang zwischen Stratum granulosum und Stratum corneum zeigt sich unregelmäßig eine ein bis zwei Zelllagen umfassende Übergangsschicht, die man um und in der Nähe von Papillen finden kann. Sie besitzen nahezu keine Keratohyalin granula mehr und haben, falls noch vorhanden, einen stark verdichteten Zellkern. Diese Übergangsschicht zeigt bei der PAS-Reaktion eine deutlich positive Reaktion. Nach dieser Übergangsschicht findet man in aller Regel eine farblich deutlich sichtbare, schlagartige Grenze: Die Zellgrenzen sind durch ihre Acidophilie

bei der Trichromfärbung gleichmäßig leuchtend rot, das Zytoplasma besitzt keine Keratohyalin granula mehr. Die verhornenden Zellen ändern auch innerhalb ein bis zwei Zellschichten ihre Gestalt, ziehen sich quer zur Wuchsrichtung in die Länge und erhalten ihre typische dreidimensionale Pfannkuchenform, bzw. sie sind spindelförmig.

Die Zellgrenzen im Stratum corneum des Saumsegments sind sehr deutlich angefärbt: Wie schon in der Übergangszone sind sie bei der HE-Färbung leuchtend rot und werden nach außen hin immer dicker und unregelmäßiger. Hier sind häufig Zusammenhangstrennungen und Risse des Hornes teilweise über weite Strecken zu sehen, bzw. man erkennt deutlich kleinere interzelluläre Lufteinschlüsse. An den Zellrand gedrängt sind beim Spiel mit der Schärfeneinstellung Überreste des Zellkernes zu erahnen, die sich nicht mehr anfärben lassen. Die Granula sind vollkommen verschwunden.

Nach außen hin erfährt das Stratum corneum bei einigen Schnitten und allen Färbungen erneut einen schlagartigen Farbwechsel: Die von Form und Größe sehr gleichmäßigen Zellen der inneren Schichten werden sukzessive größer und breiter, färben ihre immer breiter werdenden Interzellularräume deutlicher an, um sich dann wieder zu verschmälern und im gleichen Zuge bei den letzten Zelllagen zur Oberfläche hin ihre kräftige Färbeeigenschaft zu verlieren. Die Zellgrenzen verblassen schlagartig, die Risse mehren sich inter- wie auch intrazellulär, und erste Abschilferungstendenzen werden erkennbar.

Der Papillarkörper des Saumsegments besteht aus durchschnittlich 0,89 mm langen Lederhautpapillen, die im Gegensatz zur behaarten Epidermis eine deutliche Regelmäßigkeit in Anordnung und Länge zeigen. Jedoch ist die Hornröhrchenstruktur im Stratum corneum des Saumsegments der Bunten deutschen Edelziege nur sehr schlecht zu erkennen: Der klassische Aufbau des Röhrchenhorns aus Mark, Rinde und Zwischenröhrchenhorn ist bei der HE-Färbung in proximalen Schnitten selten zu erahnen, bei der Trichromfärbung stellten sich keine anderen Ergebnisse dar. Im sehr weit distalen Querschnitt - auf Höhe des Überlappens von Saum- und Kronhorn - ist zwar eine Aufteilung in Hornröhrchen und Zwischenröhrchenhorn zu erkennen, jedoch ist hier eine Differenzierung zwischen Röhrchenrinde und Mark nur sehr schwer zu treffen. Die Markräume bestehen aus flachen Zellen, die sich durch ihren dunklen Zellkern von den Röhrchenrindenzellen



unterscheiden, jedoch ist der Zellkern nicht regelmäßig zu erkennen. Die Rindenzellen umgeben das Mark mit wenigen (2-4), zwiebelschalenartig aufgebauten Zellschichten: Bei HE-Färbung und Trichromfärbung handelt es sich um intensiv rot gefärbte Zellen mit dunklen Kernen. Bei der PAS-Reaktion erkennt man in der Dunkelfeldmikroskopie ebenso die zwiebelschalenartige Ummantelung der Röhrchenrinden um den sich dunkel darstellenden Markraum mit hellem, aus ein bis zwei Zellen bestehenden Zentrum (Abb. 22b)

Im Längsschnitt sehen die wenigen Anschnitte der Röhrchen in der Trichrom- und HE-Färbung sehr ähnlich aus: Das Zytoplasma der Markzellen färbt sich intensiv rot, diese sind platt gedrückt und gedrängt und haben einen sehr kleinen, unregelmäßig erkennbaren, dunklen Zellkern.

Das Saumhorn wächst in distaler Richtung über das Kronhorn hinweg und bedeckt dieses bis ungefähr zur Hälfte der Länge der gesamten Klauenplatte.

#### 4.2.2 Kronsegment

Das Kronsegment grenzt an das Saumsegment distal an und zeigt eine Vielzahl deutlicher Unterschiede. Histologisch fällt das abrupte Fehlen des Stratum granulosum auf, was den Übergang der beiden Segmente wohl am treffendsten beschreibt. Im Stratum corneum sind im Verhältnis zu anderen die meisten - und im Vergleich zum Limbus - deutlich erkennbaren Röhrchen pro Flächeneinheit zu finden, was auch die hohe Widerstandsfähigkeit des Kronhorns verdeutlicht. Die Dicke des Stratum germinativum des Saums ist ungefähr doppelt so stark wie die des Kronsegments, wohingegen die Dicke des Stratum corneum der beiden Segmente eine entgegengesetzte Korrelation aufweist.

Die Papillen der Kronlederhaut entstehen auf dem Subcutiskissen, und sie sind proximal dünn und abrupt kürzer als die des Saums. Im Übergang weist der Papillarkörper eine regelmäßigeren Anordnung auf, die Zotten sind schlanker und haben eine durchschnittliche Länge von proximal 1,16 mm und weiter distal kurz vor den Lederhautlamellen des Wandsegments 1,37 mm. Die Wuchsrichtung der Papillen ist ebenfalls streng distal, wobei sie nicht mehr so stark nach distal gebogen sind wie die langen Saumpapillen. Das hat den Grund, weil das Kronsegment ungefähr auf dem Punkt der maximalen Ausdehnung des gemeinsamen Saum-Kronwulstes beginnt. Somit wachsen die Papillen in einer Art Überhang und müssen

nicht wie die Papillen des Saumsegments eine Art Scheitelpunkt überwinden. Falls das Kronsegment doch proximal des Scheitelpunktes beginnt, sind die ersten Papillen innerhalb kürzester Zeit um bis zu 90° nach distal gebogen. Das Stratum corneum des Kronsegments färbt sich in der HE-Färbung, wie der Trichromfärbung violett bzw. rot, allerdings wesentlich blasser und heller als im Saumsegment. Im proximalen Teil des Kronhorns haben sämtliche Hornanteile der Klauenplatte durchschnittlich eine Dicke von 0,99 mm, im mittleren Teil erweitert sie sich auf 1,72 mm, um im distalen Bereich eine Dicke von 1,98 mm zu messen. Im mittleren Bereich der lateralen Klauenplatte kommt die Bunte deutsche Edelziege sogar auf eine Dicke von 2,09 mm. Distal gehen die Lederhautzotten des Kronsegments in die Lamellen des Wandsegments über. Hierfür verbreitern sich die Basen der Papillen in Klauenachsenrichtung und erscheinen pyramidenförmig. Die breiten Ausläufer der Basen berühren sich und verwachsen auf in proximodistaler Richtung höher werdende Leisten. Gleichzeitig werden die Zotten kürzer und plumper, die Zottendichte nimmt in proximodistaler Richtung ab, so dass die Leisten am Übergang zur Wandlederhaut papillenfrei sind.

Das Kronhorn wächst distal über das tiefer liegende Wandhorn, bedeckt dieses vollständig und bildet schließlich auf Fußungsniveau den Tragrand.

Die Pigmentierung des Kronsegments der Klauen der Bunten deutschen Edelziege ist durchgängig gleichmäßig und kräftig von proximal nach distal.

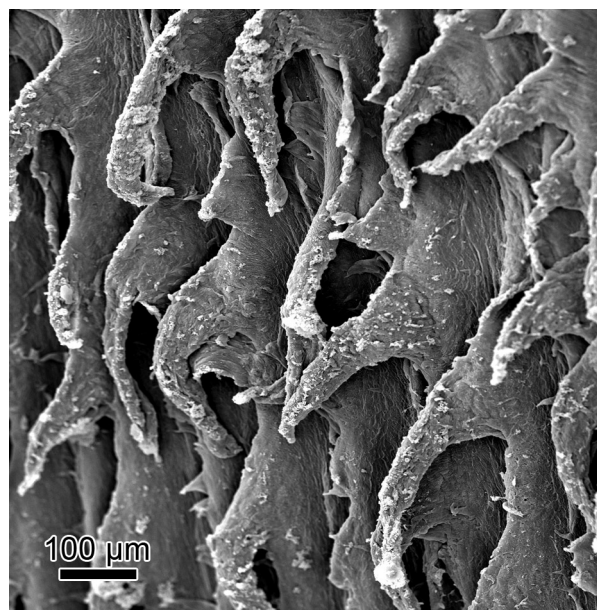


Abb. 28: REM am Übergang von Kronhornpapillen zu Wandhornblättchen

---

#### 4.2.2.1 Das Stratum basale

Die Basalzellschicht des Kronsegments besteht aus eng gedrängten, annähernd palisadenförmig angeordneten Zellen. Ihre hochprismatische Erscheinungsform verlieren sie innerhalb der ersten beiden Zellschichten. Sie bekommen eine runde bis ovale Form, wobei wider Erwarten die langen Seiten der Ovale tangential zur Wuchsrichtung stehen. Die Zellgrenzen sind bei der HE- und der Trichromfärbung nur undeutlich zu erkennen, wohingegen die PAS-Reaktion deutliche Konturen hervorruft. Die Grenzen sind dunkel, das Zytoplasma stahlblau und der Zellkern ist schwarz. Erwartungsgemäß ist bei der HE-Färbung das Zellinnere violett und bei Trichromfärbung tief rot. Bei letzterer zeigt sich die Basalmembran deutlich als scharfe Begrenzung zwischen den roten Basalzellen und dem leuchtenden Grün des Bindegewebes. Die Basalmembran reagiert mit PAS stark positiv und zeichnet sich als dunkelviolette, feine Linie ab. Im proximalen Kronhorn zeigen sich einige positiv reagierende Papillen und Hornröhrchen, so dass die unmittelbare Umgebung ebenfalls noch einen Farbumschlag ins Violette zeigt, doch der Rest des Kronhorns scheint nicht zu reagieren. Mitunter sind Zellen mit zwei deutlichen Nucleoli zu finden. Wie im Saumsegment nimmt das Zellvolumen innerhalb weniger Zelllagen in Wachstumsrichtung deutlich zu (Abb. 23a)

Bei der HE-Färbung, doch vor allem bei der PAS-Reaktion ist deutlich eine Vielzahl von Melanozyten zu sehen. Sie kommen in aller Regelmäßigkeit in der tiefen Basalzellschicht vor. Die intrazellulären Melanosomen scheinen sich in lederhautferneren Schichten über die blasigen Zellkerne auf der Hornoberfläche zugewandten Seite zu legen (Abb. 26b)

#### 4.2.2.2 Das Stratum spinosum

Das Stratum spinosum des Kronsegments verbreitert sich über seine ganze Länge vom gemeinsamen Saum-Kronwulst bis zur Fußungsfläche. Bei proximalen Querschnitten zählt man durchschnittlich 40 Zelllagen, mittig getroffene Schnitte auf Höhe des Beginns der Lederhautblättchen des Wandsegments sind es 60 Zelllagen. Querschnitte, die distal der Lederhautanteile des Zehenendorgans durchgeführt wurden zeigen 80-120 Zelllagen. Auf Höhe des mittleren Querschnittes hat das Stratum spinosum eine durchschnittliche Dicke von 1,38 mm.

Die Stachelzellschicht des Kronsegments durchläuft einen ähnlichen Zellwerdegang wie im Saumsegment. In direkter Nachbarschaft zur Basalzellschicht befinden sich ähnlich große Zellen. Sie haben runde, blasig wirkende Zellkerne mit ein bis zwei dunklen Nucleoli. Das Zytoplasma der Zellen ist bei HE-Färbung violett gefärbt, die Zellkerne sind dunkel, in der Trichromfärbung werden die Zellen dunkelrot dargestellt, die Zellkerne sind ebenfalls dunkel. Bei PAS-Präparaten ergibt die Zytoplasmafärbung ein leichtes Graublau, die Zellgrenzen sind als dunkle Linien zu erkennen. Vor allem bei der PAS-Reaktion wird eine Vielzahl von Melanozyten und Pigmenten erkennbar. Letztere liegen intrazellulär, meist in direktem Kontakt mit dem Zellkern als kastanienbraune, unregelmäßig geformte Flecken vor. Innerhalb von 20 - 25 Zelllagen entfernt von der Lederhaut verlieren die Zellen ihre regelmäßige, backsteinartige Form und präsentieren sich vieleckig. Die Zellkerne werden größer und flachen meist tangential zur Oberfläche hin ab.

Das Stratum spinosum ist von einer Vielzahl von Hornröhrchen durchzogen. Im gerade getroffenen Querschnitt auf Höhe der Mitte der Klauenplatte sind die Durchmesser der gleichförmigen, runden Gebilde gut zu ermitteln: Das Mark hat nahe der Hornblättchen einen durchschnittlichen Durchmesser von 0,053 mm, in der Mitte des Stratum spinosum 0,035 mm und lederhautfern nahe der Grenze zum Stratum corneum einen Durchmesser von 0,037 mm. Die Grenzen wurden anhand von färberischen Eigenschaften festgelegt. Um die blasigen, großen Markzellen sind 5-10 zwiebelschalenartig den Markraum umrundende Röhrchenrindenzellen gelegen. Sie sind platt und haben einen sehr kleinen dunkel gefärbten Zellkern. Bei der HE-Färbung präsentieren sich die Markzellen farblos: Ihr Zytoplasma ist leuchtend weiß, die Zellgrenzen sind deutlich violette Linien, der große Zellkern ist dunkler violett als die Zellgrenzen und hat einen deutlichen Nucleolus. Die Trichromfärbung lässt die Markzellen zum Teil grün erscheinen, zum Teil aber auch verwaschen orangebraun. Die Zellgrenzen sind dunkler, der Zellkern ist in ähnlicher Farbe gehalten. Die PAS-Reaktion zeigt sich positiv bei den Röhrchen im Stratum spinosum, nicht aber bei den Zellen des Zwischenröhrchenhorns (Abb. 29a). Zwischen diesen undeutlich zu erkennenden Zellen liegen leicht violett gefärbte Zellen – die Markzellen. Der Aufbau der Röhrchen ist am schönsten in der Dunkelfeldmikroskopie zu erkennen: Die Markzellen sind dunkelblau bis schwarz und blasig, ihre Zellkerne sind tiefschwarz.

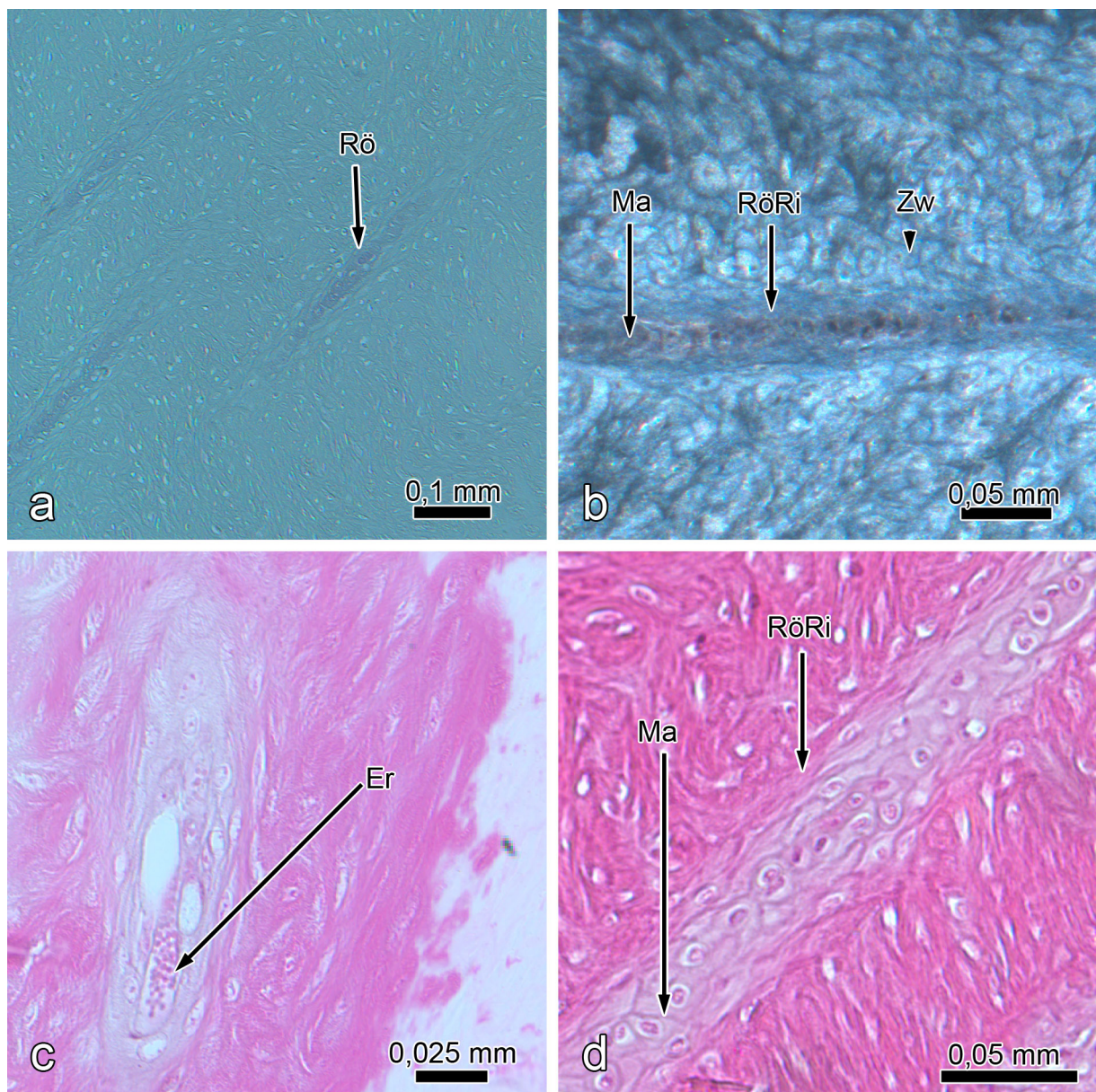


Abb. 29: Röhrchen des Kronhorns

- a) Positive PAS Reaktion bei den Röhrchen (Rö) des Kronhorns im Str. spinosum, negative Reaktion beim Zwischenröhrchenhorn
- b) Markzellen (Ma) ummantelt von Röhrchenrindenzellen (RöRi), umgeben von Zwischenröhrchenhorn (Zw) (PAS-Färbung)
- c) angeschnittene Papille mit Gefäßen (Gefüllt mit Erythrozyten (Er)) (HE-Färbung)
- d) Röhrchen bestehend aus Mark (Ma), Röhrchenrindenzellen (RöRi) und schwer abgrenzbaren Zwischenröhrchenhornzellen (HE-Färbung)

Außen herum liegen dunkelblau wenige Schichten abgeplatteter Zellen, wobei es sich um die Röhrchenrindenzellen handelt. Im Anschluss erfolgt ein direkter Übergang auf das heller und leuchtend blau erscheinende Zwischenröhrchenhorn.

Diese Zellen sind wesentlich größer als die der Rinde. Sie weisen polygonale Erscheinungsform auf, jedoch lässt sich bei einigen eine Ausrichtung erkennen, bei der die langen Seiten parallel zur Fußungsfläche ausgerichtet sind (Abb. 29b). Diese Beobachtungen bestätigen sich am anschaulichsten in längs angeschnittenen Hornröhrchen. Die Röhrchenrindenzellen sind bei den anderen Färbungen nicht eindeutig vom Zwischenröhrchenhorn zu differenzieren. In sehr weit proximal angeschnittenen Papillen sind eine Vielzahl von Erythrozyten und Gefäßwände zu finden (Abb. 29c)

An der Grenze zum Stratum corneum erscheinen die Zwischenröhrchenzellen des Stratum spinosum verwirbelt, wobei eigentlich eine stärkere Längsorientierung in Wachstumsrichtung zu erwarten wäre. Dies zeigt sich am deutlichsten im Längsschnitt zwischen zwei eng beieinander liegenden Hornröhrchen. Im selben Bereich sind dunklere und schlankere Hornröhrchen zu finden. Die Markzellen sind kleiner und haben nicht die typische blasige Erscheinungsform, sie scheinen in einem lockeren Zellverband zu liegen. Die Rindenzellen erscheinen löchrig und liegen in ungeordnetem und wellig erscheinendem Verband im Gegensatz zu den geraden benachbarten Röhrchen (Abb. 29d).

#### 4.2.2.3 Das Stratum corneum

Direkt im Anschluss an das Stratum spinosum, das von feinen, distal geneigten Lederhautpapillen durchsetzt ist, erscheint das Stratum corneum, das von vielen Hornröhrchen durchzogen ist, da ein Stratum granulosum im Kronsegment fehlt. Der Übergang der beiden Strata erfolgt meist schlagartig, was sich durch plötzliche Farbeunterschiede zeigt, die Zellformen bleiben aber zunächst beidseits spindelförmig.

Im Querschnitt kann man das Stratum corneum in drei Zonen einteilen, wie Rosskopf (ROSSKOPF, 1986) das schon beim Schaf tat: Er beschrieb eine Innen-, eine Mittel- und eine Außenzone. Die innerste Zone beginnt direkt am Übergang von Stratum spinosum zum Stratum corneum (Abb. 30a). Sie besteht aus Zwischenröhrchenzellen und Hornröhrchen. Ihr Erscheinungsbild ist insgesamt fleckig, die Färbeeigenschaften sind hier noch sehr inhomogen. In dieser Zone sind Teilbereiche erkennbar, die sich wie verhornte Zellen präsentieren: In der HE- und Trichromfärbung haben sie fein gezeichnete Zellgrenzen, die in dunklem Rot gut



erkennbar sind, ihr Zytoplasma ist in verwaschenem Violett gehalten. Sie haben zum Teil noch Zellkerne, und sind ganz offensichtlich im Status des Verhornens. Doch in der direkten Nachbarschaft zeigen sich Areale mit sehr hell rosa leuchtenden Zellen, deren Grenzen nur im Spiel mit der Schärfe zu erahnen sind und bei denen keine Zellorganellen anfärbbar sind. Bei der PAS-Reaktion ist mit der Lichtmikroskopie keine Unterscheidung der drei Zonen möglich, jedoch kann man mit der Dunkelfeldmikroskopie hier eine Dreiteilung ansehen: Die erste Zone erscheint als schwarze, nicht zu durchleuchtende Schicht neben dem leuchtenden Blau des Stratum spinosum. Die Zellform in dieser Zone ist sehr variabel: Von runden über spindelförmige bis polygonale Zellen ist jede erdenkliche Form zu finden (Abb. 30b).

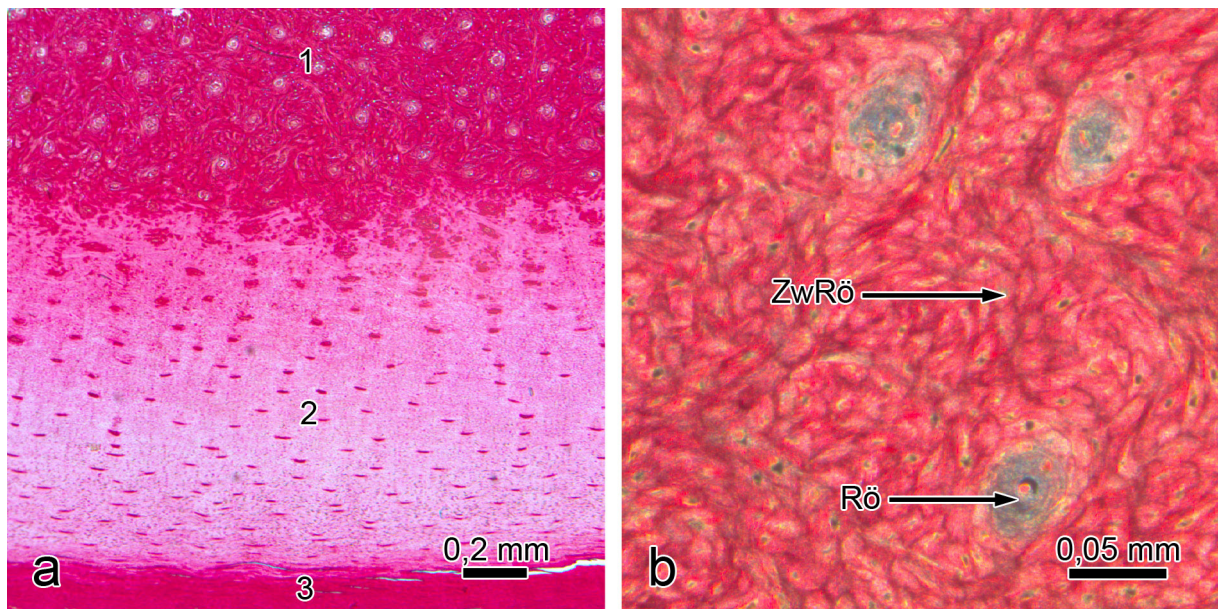


Abb. 30: Stratum corneum des Kronensegments

- a) Übersichtsaufnahme mit Zone 1-3 (Trichromfärbung)
- b) Aufnahme aus der ersten Zone mit Hornröhrchen (Rö) und polygonalen Zwischenröhrchenhornzellen (ZwRö) (Trichromfärbung Dunkelfeldmikroskopie)

Diese Zellschicht des Stratum corneum umfasst etwa 15 - 20 Zelllagen. In dieser innersten Zone sind noch runde bis querovale Hornröhrchen anzutreffen, deren Markraum aus Zellen mit großen Zellkernen besteht. Die Markzellen werden von Röhrchenrindenzellen zwiebelschalenartig umgeben, allerdings ist es schwierig, die Rindenzellen von den flacheren Zwischenröhrchenhornzellen zu unterscheiden. Die Röhrchen sind wesentlich kleiner als die angrenzenden Röhrchen des Stratum spinosum, jedoch größer und runder als die nach außen folgenden. Hierbei handelt

sich aller Wahrscheinlichkeit nach um distale Ausläufer von hochproximalen, langen Kronsegmentpapillen.

Die mittlere Zone umfasst etwa 20-25 Zellschichten und ist in der HE- sowie der Trichromfärbung durch ihr helleres Erscheinungsbild auffällig. Bei der Dunkelfeldmikroskopie der PAS-Reaktion erscheint sie grieselig und lichtdurchlässiger als die innere Zone. Die Zellen des Zwischenröhrchenhorns werden flacher mit den langen Seiten parallel zur Hornkapseloberfläche und verlieren an Volumen. Dadurch kommen die Zellen der viel erwähnten Pfannkuchenform immer näher. Die Zellränder sind in dieser Zone kräftiger gezeichnet, und das Zytoplasma ist ebenfalls kräftiger gefärbt, wodurch diese ein dunkleres Erscheinungsbild bekommt. Die Hornröhrchen in diesem Bereich sind deutlich tangential zur Oberfläche abgeflacht und haben meist ein querovales Erscheinungsbild.

Die oberflächliche Zone besteht aus 35-40 Zellschichten und ist sehr hell angefärbt. Die Zellgrenzen sind bei HE- und Trichromfärbung undeutlicher und unschärfer, das Zytoplasma heller, bei der Dunkelfeldmikroskopie von PAS Präparaten zeigt sich ein dunklerer Streifen quer zur Hornoberfläche. Die schwerer erkennbare Zellform erscheint abgeplattet, ebenso werden die Hornröhrchen in diesem Bereich werden platter und länglicher parallel zur Oberfläche (Abb. 30a).

Von der Innenzone in Richtung der Oberfläche des Hornschuhs nehmen die Durchmesser der Markräume meist konstant ab, was von ihrer tangential abgeflachten Form herrührt. In seltenen Fällen liegt ein weiterer Markraum zwischen platten Nachbarröhrchen in den äußeren Zonen. Die Röhrchen zeigen wieder eine zwiebelschalenähnliche Ummantelung des Markraumes auf, die Röhrchenrinde ist schwer – am besten im Dunkelfeld – von den Zwischenröhrchenzellen abzugrenzen. Ein eindeutiges Verteilungsmuster der Hornröhrchen in dieser Zoneneinteilung ist leider zu vermissen: In der innersten Zone erkennt man, dass die zuerst noch großen, runden Röhrchen in ungefähr linearer Reihenfolge in Richtung Oberfläche ausgerichtet sind, was sich noch bis in den Anfangsbereich der mittleren Zone verfolgen lässt. Doch ab hier liegen sie immer flacher werdend ohne erkennbare Ordnung im Stratum corneum. In der lederhautfernen Außenzone findet man pro Flächeneinheit die meisten und in der Innenzone die wenigsten Hornröhrchen.



Im Längsschnitt kann man die Tannenzapfenstruktur der Rindenzellen, die Wilkens beim Rind und Geyer beim Schwein (GEYER, 1980; WILKENS, 1963) beschreiben, bei nahezu keinem Präparat deutlich sehen. Bei der überwiegenden Mehrheit verhält es sich ähnlich wie beim Schaf (ROSSKOPF, 1986): Die spindelförmigen Rindenzellen schmiegen sich mit ihren Seiten über die ganze Länge an die Markzellen, und eine tannenzapfenähnliche Struktur ist nicht zu erkennen. Allerdings zeigen sich Trichrom- und HE-Färbung distal ziehende, leuchtend rote Stränge zwischen (bei kleinen Vergrößerungen) verwaschen wirkendem Zwischenröhrchenhorn. Die Rinde besteht aus flachen Zellen mit kleinen Zellkernen, die sich nur leicht färben lassen, das Mark hingegen besteht aus blasigen Zellen, die mit intensiver Zytoplasmafärbung ins Auge stechen und runde Zellkerne mit ein bis zwei Nucleoli besitzen. Die bei Standardfärbungen sehr schwer fallende Unterscheidung von Röhrchenrindenzellen und Zwischenröhrchenhornzellen fällt bei der Dunkelfeldmikroskopie von PAS-positiven Hornröhrchen sehr leicht: Man erkennt das fast schon schwarze Mark mit seinen runden Zellkernen, nach außen folgen die platten, dunkelblauen Röhrchenrindenzellen, an die sich die helleren blauen, polygonalen Zwischenröhrchenhornzellen anschließen (vgl. Abb. 29b).

Die Pigmentierung des Stratum corneum des Kronsegments erscheint, ähnlich wie beim Schaf, deutlich intensiver als die des Stratum corneum des Saumsegments. Die Pigmente sind gleichmäßig über alle Zonen verteilt und am besten bei der HE-Färbung zu erkennen.

#### 4.2.3 Wandsegment und weiße Linie

Das Wandsegment beginnt distal des Kronsegments (Abb. 31). Die streng in Reihen geordneten Papillen der Krone vereinigen sich ungefähr 2 mm proximal der Mitte des Klauenrückens und scheinen in die für das Corium des Wandsegments typischen Lederhautblättchen zu verwachsen und gewinnen schnell an Höhe. Im Gegensatz zum Pferd besteht der Papillarkörper der Ziege aus primären, und somit unverzweigten Lederhautblättchen. Bei Schnitten über dem Klauenrücken findet man zumeist gerade, sehr schmale und lange Blättchen. Im proximalen Wandhorn haben die Hornblättchen eine durchschnittliche Höhe von 0,858 mm, und an ihrer breitesten Stelle - meist ist das ungefähr auf ihrer halben Länge - haben sie eine Ausdehnung in die Breite von 0,066 mm. Im proximodistalen Verlauf auf halber Höhe der

Lamellenlänge geschnitten beträgt die Höhe 0,776 mm und die Breite 0,087 mm, und auf Höhe der ersten Terminalpapillen haben die Lamellen eine gewellte und gestauchte Erscheinungsform. Ihre Maße für die Länge sind auf dieser Schnitthöhe 0,578 mm und für die Breite 0,099 mm. Beim distalsten Schnitt ist die breiteste Stelle der Blättchen an ihren Basen. Die gewellte Erscheinungsform der distalen Lederhautblättchen und Hornblättchen kommt daher, dass die Blättchen im distalen Verlauf an Höhe abnehmen (ROSSKOPF, 1986). Die Lamellen des Klauenrückens stehen bogenförmig tangential zur Hornkapseloberfläche. Dies wird dadurch erreicht, dass die Basen der Lederhautblättchen eng aneinander stehen, in Richtung der Oberfläche divergieren und sich ihre freien Enden verbreitern. Von abaxial auf dem Weg zur starken Umbruchkante des Klauenrückens divergieren die Lamellen nicht Y-

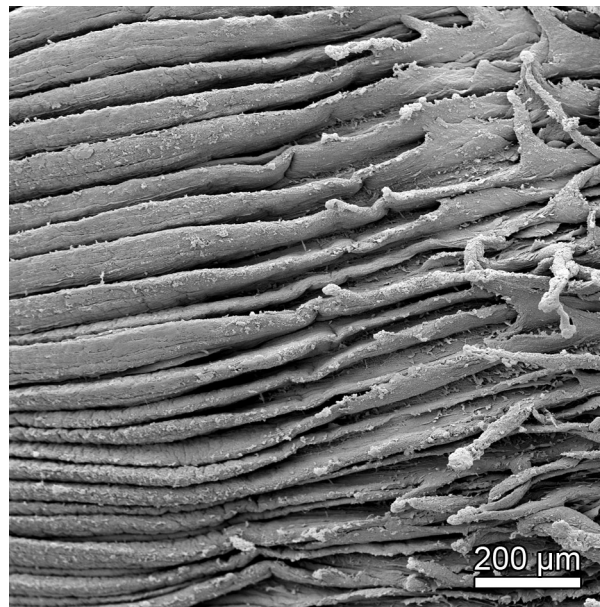


Abb. 31: Übergang zwischen Kronpapillen (rechts im Bild) und Wandblättchen am Klauenrücken (REM)

förmig wie beim Rind (MÜLLING, 1993), sondern die Lamellenbasen kippen langsam in die angestrebte Richtung und divergieren marginal mehr als der jeweilige Nachbar. Auf Höhe des lederhautnahen Drittels der Lamelle erfolgt ein verhältnismäßig scharfer Knick, der Rest der freien Lamelle biegt sich in axiale Richtung und neigt sich nach palmar/plantar. Im Bereich des Klauenrückens finden sich im Querschnitt durchschnittlich 18,80 Lamellen/mm im Seitenteil. Die Hornblättchen der abaxialen Seitenwand bei proximalen Schnitten haben eine durchschnittliche Höhe von 0,751 mm und eine maximale Breite von 0,061 mm. Weiter distal auf gleicher Höhe wie der

zweite Schnitt beim Klauenrücken haben die Hornblättchen eine Höhe von 0,630 mm und eine Breite von 0,076 mm. Die in das Horn hineinragenden Lederhautblättchen stehen ebenfalls tangential zur Oberfläche, allerdings neigen sich die freien Enden in Richtung Klauenballen. Im Schnitt sind am abaxialen Seitenteil 14,83 Lamellen/mm zu finden.

Den Blättchen direkt aufgelagert findet man ein Stratum basale, und in den Blättchenzwischenräumen ist ein mehrschichtiges Stratum spinosum zu finden. Bei distalen Schnitten (Abb. 32f) geht das Stratum spinosum in das verhornte Stratum corneum über.

Im gesamten Wandsegment der Bunten Deutschen Edelziege fehlt die Pigmentierung, wodurch auch die charakteristische, leuchtend helle Farbe des Segments auf Fußungsniveau in Form der Weißen Linie entsteht.

In Querschnitten wie auch in rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen zeigt sich, dass sich wenige Lederhautblättchen auf ihrem proximodistalen Weg zweiteilen. Meistens handelt es sich um ein Hornblättchen, das im Vergleich zu den benachbarten ein sehr breites freies Ende besitzt, und in dieses schiebt sich anfangs eine sehr zarte Lederhautlamelle und teilt sie (Abb. 32a-c).

Abb. 32: REM und Trichromfärbung von weit distal sich teilenden Lederhautblättchen

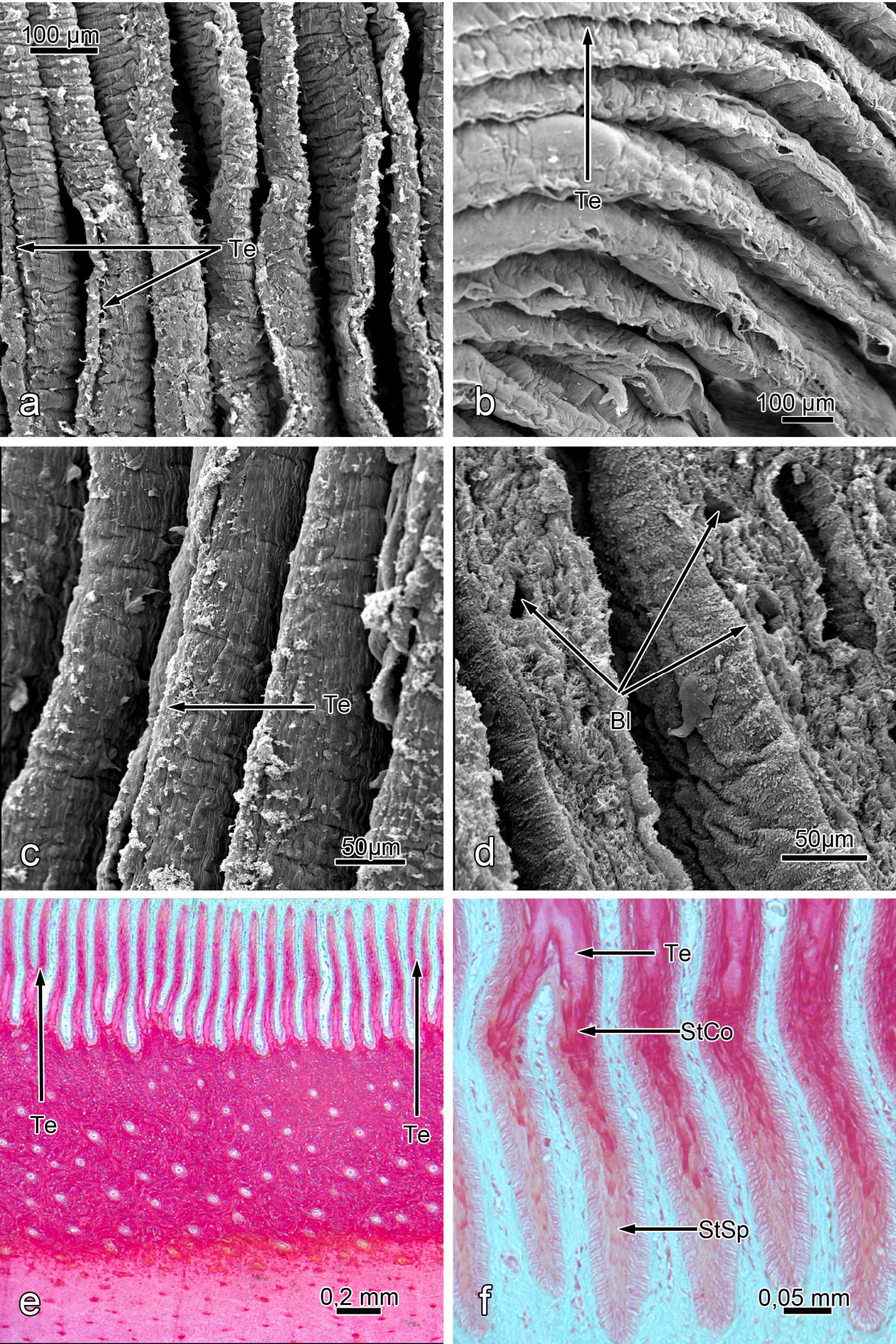
a-c) sich teilende Lederhautblättchen (Te) (REM)

d) angeschnittene Lederhautblättchen mit Blutgefäßen (Bl)

e + f) sich teilende Lederhautblättchen (Trichromfärbung)

f) mehrschichtiges Str. spinosum (StSp), das direkt in das verhornte Str. corneum (StCo) übergeht







#### 4.2.3.1 Die Weiße Linie

Die weiße Linie der Ziege kann, ähnlich wie Mülling (MÜLLING, 1993) es beim Rind tat, in drei Zonen aufgeteilt werden: der äußere, der mittlere und der innere Teil. Diese Aufteilung ist mit der Trichromfärbung bei Querschnitten am besten nachzuvollziehen

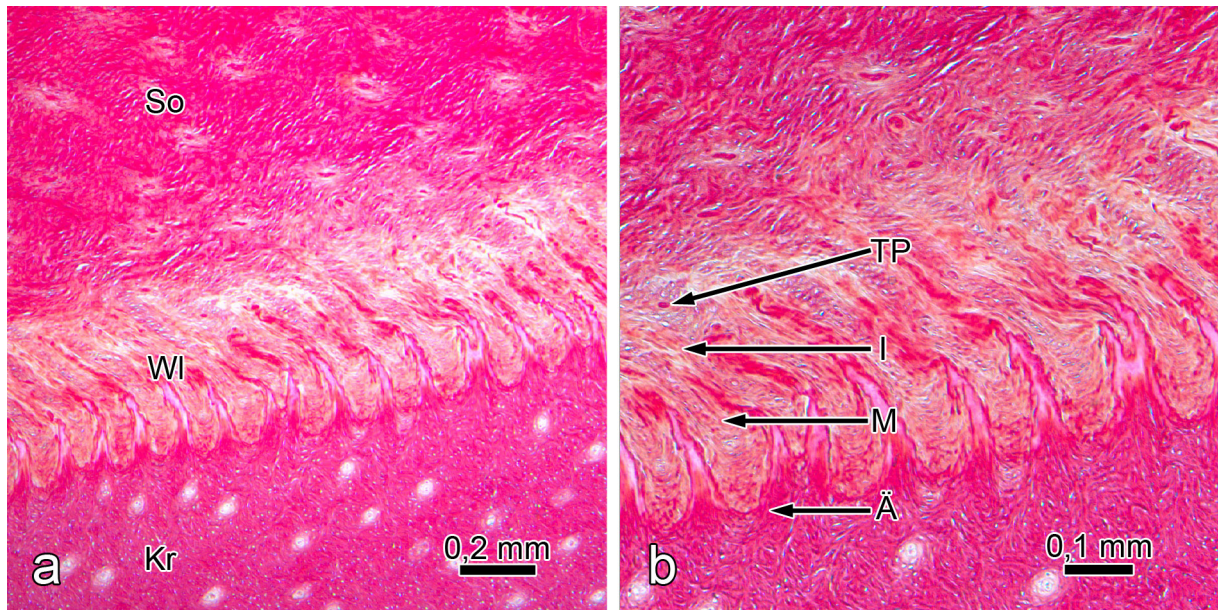


Abb. 33: Weiße Linie (Trichromfärbung)

- a) Sohlenhorn (So) geht über in die Weiße Linie (WI) und schließlich ins Kronhorn (Kr)
- b) Die Dreiteilung der weißen Linie in den äußeren Teil (Ä) (Kappenhorn), den Mittelteil (M) und den inneren Teil (I). Vereinzelt sind Terminalröhrchen (TP) zu finden.

Der äußere Teil liegt zwischen dem innersten Anteil des Kronhorns und dem Mittelteil der weißen Linie. Letzterer besteht aus dem äußeren Kappenhorn, das die Räume zwischen den Hornblättchen ausfüllt: Es handelt sich hierbei um Bögen von abgeplatteten Zellen, die über dem Hauptteil des Kappenhorns zu liegen kommen und die Basen der mittlerweile stark gestauchten Hornblättchen miteinander verbinden. Die bogenförmigen Grenzen zwischen dem äußeren Kappenhorn und dem Hauptteil sind besonders spektakulär als schwarze Linien bei der Dunkelfeldmikroskopie der PAS-Reaktion zu erkennen. Das äußere Kappenhorn reagiert schwach PAS-positiv und ist somit auch gut vom negativ reagierenden Stratum corneum des Kronhorns abgrenzbar. Ebenso reagieren die Lederhautblättchen in distalen Anschnitten positiv, wo sie von viel Kappenhorn umgeben sind.

Beim Mittelteil der Weißen Linie handelt es sich um die Räume zwischen den Hornblättchen, die in proximalen Schnitten mit Lederhautblättchen weiter distal mit Kappenhorn ausgefüllt sind. In proximodistaler Verlaufsrichtung verlieren die Lederhautblättchen an Höhe, weswegen das Kappenhorn nach distal zunimmt. Bei der Trichromfärbung sind die Zellgrenzen lediglich zu erahnen, die Zellen färben sich in hellem Orange. In sohlenhornwärtiger Richtung finden sich zunehmend interzelluläre Risse und Lufteinschlüsse. Bei der HE-Färbung lässt sich die arkadenartige Schichtung - wie sie beim Rind beschrieben ist - nicht feststellen. Der innere Abschnitt liegt zwischen dem Ende des Kappenhorns und dem Beginn des Sohlenhorns. Am distalen Ende der Lederhautblättchen ist ihr Rand in einen deutliche PAS-positiven Papillarkörper zergliedert. Die Zergliederung der Lederhautblättchen schreitet in proximodistalem Verlauf weiter fort: Sie beginnt am apikalen Ende und schreitet bis zur sohlenwärtigen Basis der Blättchen fort. Die in Reihe gelegenen Anschnitte der Terminalpapillen vermehren sich in distaleren Schnitten, und im gleichen Zuge nimmt die Höhe der Lederhautblättchen ab. Diese streng in Reihen angeordneten Papillen bilden das Terminalhorn mit entsprechendem Zwischenröhrchenhorn (Abb. 34a-c)). Das Terminalhorn keratinisiert über ein Stratum granulosum, was die HE-Färbung als einzige zeigt.

Das löchrig erscheinende Terminalhorn ist bei der Trichromfärbung farblich vom orangen Kappenhorn und vom dunkelroten Sohlenhorn abgrenzbar: Selbst erscheint es in ausgebleichenem Grau-rot, ist von luftgefüllten Kavernen durchsetzt, und die großvolumigen Terminalpapillen, die in Richtung Ballen länger werden unterscheiden sich deutlich von den hell umrandeten Röhrchen des Sohlenhorns. In der Trichromfärbung zeigen Terminalpapillen große Bindegewebsräume, die mit grüner Bindegewebsfärbung reagieren. Die apikal gelegenen Terminalpapillen sind von älteren Hornzellen umgeben und zeigen schon eher Verhornungstendenzen als die jüngeren, die näher der Blättchenbasis wachsen. Bei deutlich distaleren Schnitten erkennt man vereinzelt Terminalhornröhrchen: rote, vielgestaltige Markzellen sind umgeben von einer Rindenzone, die undeutlich ein- bis zweischichtig ist. Die schmalen Röhrchenrindenzellen sind allerdings nicht eindeutig von Zwischenröhrchenhornzellen - dem Terminalhorn - zu unterscheiden. In vielen Zellen



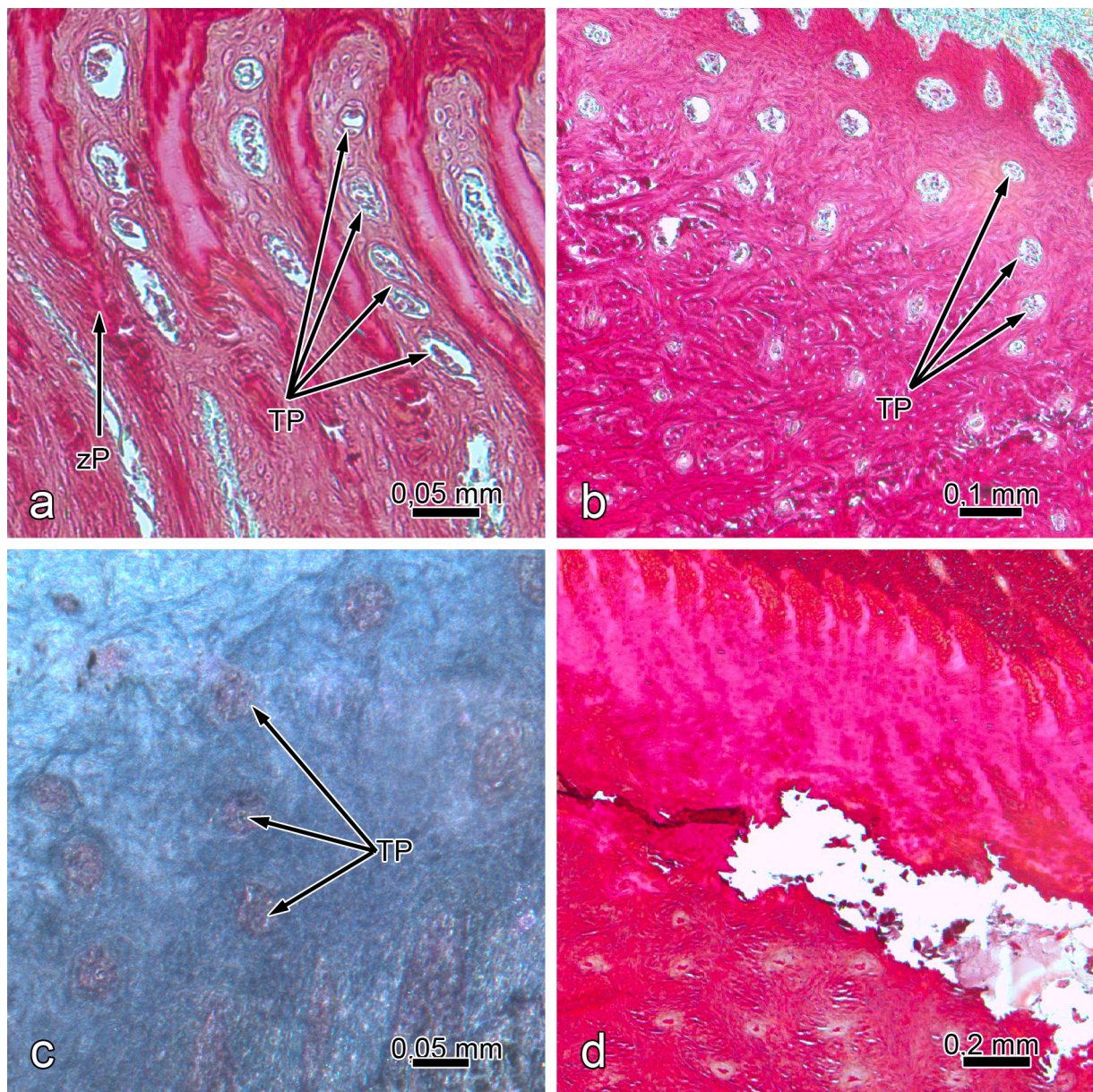


Abb. 34: Terminalpapillen und Zusammenhangstrennung im Bereich der Weißen Linie

- a) Terminalpapillen (TP) und sich zergliedernde Lederhautblättchen (zP) (Trichromfärbung)
- b) Terminalpapillen (Trichromfärbung)
- c) PAS-positiv reagierende Terminalpapillen (PAS-Färbung, Dunkelfeld)
- d) Zusammenhangstrennungen in der weißen Linie als Zeichen schlechter Hornqualität in diesem Hornbereich

der weißen Linie im Terminalhornbereich findet man basophile Reste und Zellkernfragmente als Zeichen von unvollständiger Verhornung. Die gewellte Struktur von ehemaligen Hornblättchen und Lederhautblättchen bleibt aber beibehalten, was in der Makroskopie als Streifenmuster erkennbar bleibt (Abb. 33). Die Weiße Linie be-

steht aus dem Horn, welches das Wandsegment gebildet hat: den Hornblättchen, dem Kappen- und dem Terminalhorn, welche die Räume zwischen den nach distal stark gekrümmten Hornblättchen ausfüllen. Vereinzelt lagen Schnitte mit kleineren Lufteinschlüssen, größeren Kavernen oder gar kompletten Zusammenhangstrennungen im Bereich der weißen Linie vor. Das rührt von der schlechten Qualität des Horns des distalen Wandsegments her und entstand durch Abschilferung. Diese schlechte Hornqualität stellt für Keime eine Eintrittspforte dar (Abb. 34d).

#### 4.2.3.2 Das Stratum basale

Im Wandsegment überzieht die Basalmembran, die eine stark positive PAS-Reaktion zeigt, die darunterliegenden Lederhautblättchen, die schwach positiv reagieren, auf der Basalmembran findet man die Basalzellschicht (Abb. 35a). Zwischen den Basen der Lederhautblättchen sitzen die Basalzellen als hochprismatische, palisadenartig angeordnete Schicht. Entlang der Blättchen stehen die Zellen dann in einem Winkel von ungefähr  $70^\circ$  zur Basalmembran. Sie legen sich dachziegelartig übereinander und überlappen sich mit ihren freien Enden in Richtung Hornkapseloberfläche. Weiter entlang der Lederhautblättchen in Richtung ihres freien Randes richten sich die länglichen Zellen immer mehr auf, bis sie ungefähr einen rechten Winkel zur Basalmembran erreichen, und werden im gleichen Zuge sukzessive kürzer (Abb. 35: Basalmembran der Lederhautblättchen und distale Ausläufe der Weißen Linie. Je näher die Basalzellen am freien Rand der Lederhautblättchen liegen, desto stumpfer und schmaler werden sie, so dass sie am Scheitelpunkt gedrungene, nahezu runde Zelleiber erhalten.

Bei der HE-Färbung ist die Basalmembran nur zu erahnen, die Basalzellen zeigen sich als schwach angefärbte Zellen mit deutlich erkennbarem, großem Zellkern mit einem bis zwei Nucleoli. Hier sind mitunter Mitosefiguren zu erkennen. Mit der Trichromfärbung ist die Basalmembran ähnlich schlecht auszumachen, allerdings gibt es eine deutliche Trennlinie zwischen dem grünen Bindegewebe der Lederhautblättchen und den blassrot hinterlegten Zellen der Basalzellschicht. Die Zellgrenzen sind deutliche dunkle Linien, die Zellen sind schwach gefärbt und zeigen ihren großen Zellkern heller als ihr Zytoplasma. Auch hier sind ein bis zwei Nucleoli erkennbar. Mit der PAS-Reaktion lässt sich die positiv reagierende Basalmembran gut darstellen, die Basalzellschicht hingegen reagiert nicht. Die Zellen haben zwar



die gleiche Zytoplasmafärbung wie die folgenden Zellen des Stratum spinosum, allerdings sind sie aufgrund ihrer Lage, Größe und Stellung eindeutig abgrenzbar von der Nachbarschicht. Die Zellgrenzen zeigen sich dunkel, das Zytoplasma gewohnt stahlblau und die schon erwähnten Zellkörper ähnlich wie in den anderen Färbungen.

#### 4.2.3.3 Das Stratum spinosum

Zwischen den Basen zweier Lederhautblättchen liegt je ein freies Ende einer Hornlamelle. Hier finden sich mehrere Schichten spindelförmiger Zellen, deren lange Seiten parallel zur Basalmembran liegen, also sind sie zwischen den Basalzellen, die den Rändern der Lederhautblättchen aufliegen. In diesen Raum passen in Querschnitten durchschnittlich fünf Lagen von Stratum spinosum Zellen nebeneinander. Bei der HE-Färbung zeigen sich die Zellen hell violett, wie bei allen anderen Färbungen sind die Zellkerne blasig und hell, mehrheitlich sind zwei dunkle Nucleoli zu erkennen. Bei der Trichromfärbung ist das Zytoplasma rot-orange gefärbt, die Zellgrenzen sind nur schwer zu identifizieren. Die PAS-Reaktion gibt den besten Aufschluss über die Zellgrenzen. Diese sind so groß wie die Basalzellen, allerdings vergrößern sie sich im distalen Verlauf nur wenig. Über die freien Enden der Lederhautblättchen legen sich die einst spindelförmigen Zellen in drei bis neun Zellschichten als helle Kappen – das Kappenhorn. Sie haben große Kerne und ihr Zytoplasma lässt sich mit keiner Färbung deutlich darstellen. Unvermittelt innerhalb einer Zellschicht erreichen sie die Grenze: die tief rot angefärbten Zellen des Stratum spinosum des Kronhorns (Abb. 33b).

Weit distal sind Anschnitte von Terminalpapillen und zum Teil Terminalröhrchen in deutlichen Reihen (Abb. 34a-c). Um die Papillen sieht man bei der Trichromfärbung im Vergleich zum restlichen Umfeld einen sich heller anfärbenden Hof von 5 - 10 Zellschichten Stratum spinosum mit runden Zellen und großen Zellkernen. Die Lücken dazwischen sind dunkler angefärbte, polygonale Stratum spinosum Zellen mit blasigen Zellkernen. Die innige Verbindung untereinander, wie sie in Stachelzellschichten anderer Segmente vorherrscht ist hier wenig bis gar nicht zu erkennen.

#### 4.2.3.4 Das Stratum granulosum

Im Wandsegment ist ein Stratum granulosum lediglich im Bereich der Terminalpapillen zu finden. In vielen Zellen in diesem Bereich sind eine Vielzahl von Keratohyalin granula zu finden.

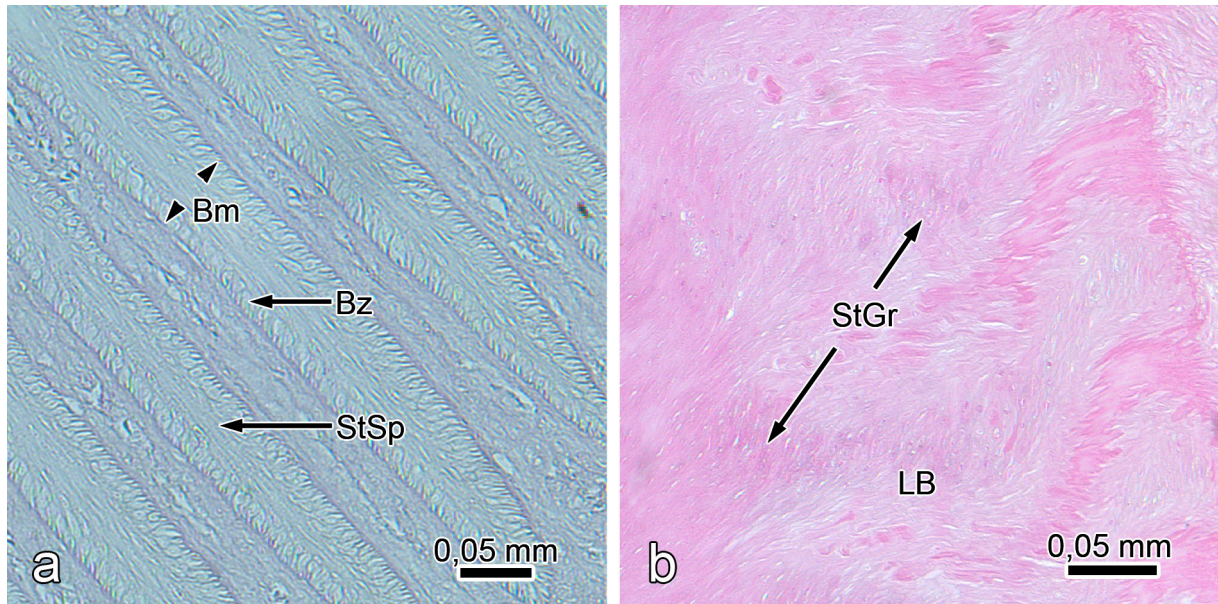


Abb. 35: Basalmembran der Lederhautblättchen und distale Ausläufe der Weißen Linie

- a) PAS-positive Basalmembran (Bm). Ihr aufgelagert ist eine palisadenförmige Schicht Basalzellen (Bz). Zwischen den Blättchen befindet sich eine etwa 5 Zellschichten dicke Schicht Str. spinosum (StSp).
- b) HE-Färbung der Weißen Linie (distal): Wellenförmige Ausläufer von Hornblättchen (LB). Dazwischen schon vereinzelte Str. granulosum (StGr) Zellen, forciert am Übergang zum Sohlensegment

#### 4.2.3.5 Das Stratum corneum

Bei distal getroffenen Querschnitten ist ein Stratum corneum in den Hornblättchen zu finden. Je distaler, desto basisnäher verhornen die Zellen. Im Stratum corneum des Wandsegments sind die Zellgrenzen sehr schlecht auszumachen, am leichtesten fällt es mit der HE-Färbung, wobei hier eine hellviolette, verschwommen erscheinende Masse dunkelvioletts umrandet ist. Ähnlich in der Trichromfärbung: Hier ist eine hellrote Masse von dunkelroten Begrenzungen umgeben, Reste von Zellkernen sind zu erahnen. Die Zellgrenzen sind in diesem Bereich selten und schwach zu erkennen. Das liegt daran, dass die Hornzellen in diesem Bereich besonders fest verbacken sind. Außen, also als seitliche Begrenzung liegt oft direkt die

Basalzellschicht an. Bei der PAS-Reaktion ist kein Farbunterschied zu erkennen, lediglich die Zellgrenzen beginnen zu verschwimmen. In dieser Masse kann man bei PAS-Färbung diverse luftgefüllte Kavernen entdecken. Auf Höhe der Basis der Hornblättchen verhalten sich die Stratum corneum Zellen anders: Die Zellgrenzen werden für 3-5 Lagen erkennbar. Diese Zellen stoßen in Richtung Oberfläche an das Stratum spinosum des Kronsegments und legen sich in Bögen auf die Seiten über die freien Enden der Lederhautblättchen, um sich mit der Gegenseite zu verbinden (Abb. 36a). Somit lässt sich mit der Trichromfärbung eine eindeutige Trennung des Stratum corneum des Wandsegments vom Stratum spinosum des Kronsegments vornehmen.

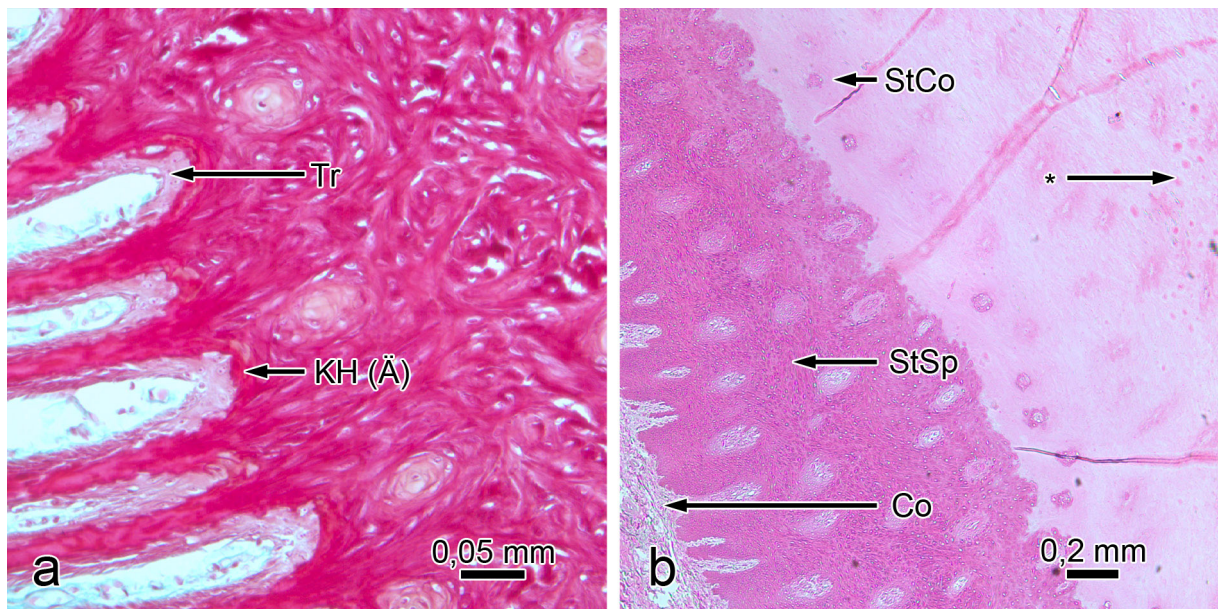


Abb. 36: Übergang Wand-Kronsegment; Sohlensegment

- a) Kappenhorn (KH (Ä)) als Abschluss der äußeren Zone des Wandsegments sowie die deutliche Trennung (Tr) zwischen Str. corneum des Wandsegments und Str. spinosum des Kronsegments (Trichromfärbung)
- b) Sohlensegment mit Corium (Co), Str. spinosum (StSp) und Str. corneum (StCo) ohne Stratum granulosum; tangentiale Anschnitte von Hornröhrchen (\*)

#### 4.2.4 Sohlensegment

Das Sohlensegment liegt auf der Klauengrundfläche und ist apikal seitlich begrenzt von der weißen Linie, kaudal schließt sich der distale Bereich des Ballensegmentes an. Vom Ballensegment ist das Sohlensegment klar abgrenzbar, da, im Gegensatz zu anderen Untersuchern, bei der Sohle der Bunten Deutschen Edelziege kein

Stratum granulosum vorhanden ist (Abb. 36b). Von der Weißen Linie ist es durch unterschiedliche Färbeeigenschaften und das charakteristische Aussehen der Papillen zu unterscheiden (Abb. 33a (So)). Die durchschnittliche Länge der Lederhautpapillen beträgt 1,40 mm, und besonders auffallend in diesem Hornsegment ist, dass sie bis zu 30% ihrer Gesamtlänge in das Stratum corneum hineinragen, wo ihre Spitzen deutlich PAS-positiv reagieren. Ebenso bei der HE-Färbung sind die ansonsten hellrosa gefärbten Zellen des Stratum corneum um die Papillenspitzen dunkelviolett gefärbt. Die Papillen neigen sich deutlich und im regelmäßigen Bogen nach apikal.

#### 4.2.4.1 Das Stratum basale

Die Basalzellen zwischen den Basen der Papillen sind hochprismatisch und längsparallel zur Wuchsrichtung der Lederhautzotten angeordnet. In der HE-Färbung stellt sich ihr basophiles Zytoplasma einheitlich violett dar wie das gesamte folgende Stratum spinosum. In der Trichromfärbung sind die Zelle rot, entlang der Basalzellschicht aber etwas heller, bei der PAS-Reaktion ist der negativ reagierende Zellinhalt im Gegensatz zur positiv reagierenden Basalmembran einheitlich stahlblau. Mehrheitlich findet man im länglichen nicht von den Färbereigenschaften des Zytoplasmas abweichenden Zellkern zwei Nucleoli, vereinzelt liegen Melanozyten mit deutlich basophilen Kernen den Basalzellen an. Entlang der Lederhautzotten in distaler Richtung legen sich die länglichen Basalzellen zuerst dachziegelartig übereinander, um innerhalb von 15-20 Zelllagen zu kugeligen Zellen zu werden. Hier sind die Zellkerne wesentlich größer. Ihre Basen sind mit Wurzelfüßchen fest im Untergrund verankert.

#### 4.2.4.2 Das Stratum spinosum

Über der Basalzellschicht sind die ersten fünf Lagen der Spinosumzellen noch in etwa gleich groß wie die Basalzellen, ihre Form und Orientierung ist ebenfalls ähnlich. Danach beginnt eine rasante Zellvergrößerung, der zuvor längsorientierte und schmale Zellkern wird innerhalb weniger Lagen 3-4fach größer, rund und chromophob. Meist findet man noch einen dunklen, im Durchmesser verdoppelten Nucleolus. Die Längsorientierung geht verloren, die in der Form noch länglich



anmutenden Zellen stehen nun mit ihren langen Seiten quer zur Oberfläche. Die Formen der Zelleiber sind deutlich durch die hellen und weiten Interzellularspalten erkennbar, in denen man etliche Stachelfortsätze erkennen kann. Weiter distal im etwa 70 Zelllagen hohen, deutlich basophilen Stratum spinosum verlieren die Zellen und Zellkerne jede Regelmäßigkeit in Form und Größe. Der Übergang zum Stratum corneum erfolgt abrupt: Das regelmäßig dunkelviolett gefärbte Zytoplasma der Stachelzellschicht stößt innerhalb einer Zelllage an hellrosa gefärbte Zellen des Stratum corneum. Bei kleinen Vergrößerungen ist dieser Übergang wellenförmig. Dieser schlagartige Übergang vom Stratum spinosum zum Stratum corneum, wie er auch schon in anderen Segmenten beobachtet werden konnte, spricht für die extreme Härte des Hornes der Bunten deutschen Edelziege: Die deutlich basophil gefärbten sauren Keratine entfärben sich plötzlich und sind ab der Grenze der Verhornung chromophob (Abb. 36b; Abb. 37).

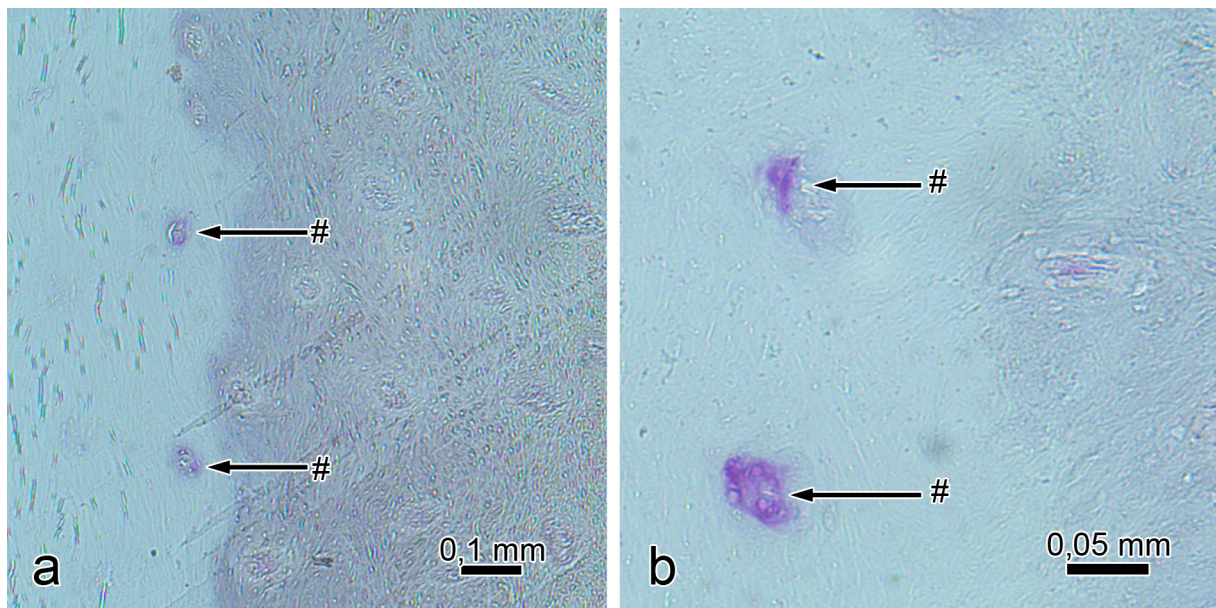


Abb. 37 Sohlensegment (PAS-Färbung)

a) PAS-positive Papillen (#) am Übergang von Str. spinosum zum Str. corneum

b) siehe a) vergrößert

Die aufgrund ihrer apikalen Orientierung bei Längsschnitten meist schräg quer angeschnittenen Papillen sind in der Stachelzellschicht von etwas heller gefärbten Spinosazellen umgeben. Die Zellen sind ähnlich des zwiebelschalenartigen Aufbaus von Hornröhrchen um die Papillen angeordnet. Im distalen Stratum spinosum unterscheiden sie sich durch geringere Größe und Regelmäßigkeit in Form und

Größe von ihrer Umgebung. Die Zellkerne sind rund und heller angefärbt, mit großer Regelmäßigkeit findet man einen Nucleolus. Im Inneren der Papillen findet man Erythrozyten. Distale Papillenanschnitte in der Nähe der Grenze zum Stratum corneum reagieren leicht PAS-positiv und zeigen violette Zellen zwischen einheitlichem Stahlblau (Abb. 37).

#### 4.2.4.3 Das Stratum corneum

Neben dem schlagartigen Farbwechsel gibt es noch weitere Veränderungen: Die polygonalen Zellen des massenmäßig dominierenden Zwischenröhrchenhorns flachen in wenigen Zelllagen ab und stellen sich quer zur Wachstumsvorschubrichtung. Die Zellkerne verschwinden ebenfalls innerhalb dieser Distanz und sind lediglich als zellrandständige, glasig leuchtende Partikel beim Spiel mit der Schärfe erkennbar. Bei diesen Übergangszellen handelt es sich noch nicht um junge Hornzellen. Der deutlich hell angefärbte Streifen ist die Differenzierungszone der Keratine und geht in die Schicht der jungen Hornzellen über. Die noch erhaltene Azidophilie der jungen Hornzellen lässt schnell nach, und die alten, blassrosa gefärbten Hornzellen dominieren das restliche Stratum corneum, das insgesamt über 120 Zelllagen bis zur Fußungsfläche hinweg zieht. Die Zellgrenzen sind - am besten mit PAS-Präparaten - durch die leuchtenden Interzellularspalten auszumachen. Innerhalb dieser Zelllagen zeigen sich im Sohlensegment ebenso wie im distalen Ballen unregelmäßige Schollen kräftig azidophil gefärbter Zellen – sozusagen mittelalte Hornzellen die in Bandenmustern angeordnet übers Stratum corneum ziehen.

Das Röhrchenhorn setzt in distaler Richtung die Ausrichtung der Lederhautpapillen fort. Bei Querschnitten auf Höhe der weißen Linie erkennt man, dass sie in deutlichen Reihen angeordnet sind: Sie setzen die Richtung der Lederhautblättchen bzw. der entsprechenden Reihe der Terminalpapillen fort. Die Röhrchen des Sohlensegments sind bei der Trichromfärbung als orange Gebilde mit einem durchschnittlichen Durchmesser von 0,143 mm vom restlichen, dunkelroten, mit Luftkavernen durchsetztem Zwischenröhrchenhorn zu unterscheiden. Die Rindenzellen liegen in ein bis drei Schichten wie Zwiebelschalen um den Markraum, haben runde und unterschiedlich große Zellkerne. Sie sind, was bei Längsschnitten der Röhrchen zu sehen ist, platt und liegen, sich überlappend wie Schuppen um den

mit blasigen Zellen durchsetzten Markraum. Die Markräume sind bei distalen Querschnitten nicht mehr rund, sondern verengt, vielgestaltig mit verschiedenen großen Durchmessern und bei der Trichromfärbung leuchtend rot angefärbt.

Die Papillenspitzen, die bis ins Stratum corneum vorragen, reagieren in der PAS-Färbung über mehrere Zelllagen deutlich positiv, die Papillenenden knapp proximal im Stratum spinosum dagegen nur schwach. Vereinzelte Hornröhrchen im Stratum corneum reagieren ebenfalls deutlich positiv.

Im leicht chromophoben Stratum corneum findet man neben diversen Anschnitten von Röhrchenhorn diverse, meist rundliche, etwas intensiver gefärbte Bereiche, die eine Fläche von mindestens 3x3 Zellen bedecken. Bei diesen acidophilen Bereichen handelt es sich – nicht zu verwechseln mit den mittelalten Zellen – um tangentielle Anschnitte von Enden von Hornröhrchen (Abb. 36b).

Zur Auftrittsfläche hin sind die letzten Zelllagen blasig aufgetrieben und das Horn zerklüftet. Vor allem hier, aber schon in höheren Lagen ist das Horn von diversen Zusammenhangstrennungen auseinandergetrieben und wirkt löchrig. Die Oberflächen der Risse reagieren PAS-positiv, wobei es sich wahrscheinlich um Artefakte handelt. Hier schilfert das Horn von selbst ab, ganz im Gegenteil zur Auftrittsfläche des Kronhorns.

Im Dunkelfeld zeigen sich die jungen Hornzellen mit dunklem Zytoplasma und hellen Zellgrenzen, die alten zeigen entgegengesetztes Färbeverhalten.

#### 4.2.5 Ballensegment

Kaudal des Sohlensegments schließt sich das Ballensegment an. Es ist flankiert von den seitlichen Ausläufern der Weißen Linie. Sobald das Wandsegment nach palmar/plantar ausgelaufen ist, geht es in das aufsteigende Ballensegment über. Es kann in das distale und proximale Ballensegment aufgeteilt werden.

Die Lederhautpapillen im distalen Teil sind im Durchschnitt 1,34 mm lang, und ihre Basen haben eine durchschnittliche Breite von 0,069 mm. Der Bereich zwischen zwei Papillen hat etwa die gleiche bis doppelte Breite, und die Papillen stehen eng und in regelmäßigen Abständen zueinander. Die kegelförmigen, schmalen Zotten stehen in etwa mit 70° zur Grenze zwischen Lederhaut und Epidermis mit der Spitze nach apikal. Je weiter sie sich in Richtung Umbruchkante des Ballens bewegen, desto weiter neigen sich die Bogen nach apikal. Ebenso wie im Sohlensegment sind



die Papillen deutlich länger als das Stratum spinosum hoch und stehen mit etwa 20% ihrer Gesamtlänge ins Stratum corneum. Ihre epidermalen Verlängerungen, die Hornröhrchen, sind sehr weitlumig und durchziehen gut sichtbar den Rest der Hornschicht bis zur Oberfläche (Abb. 38a)

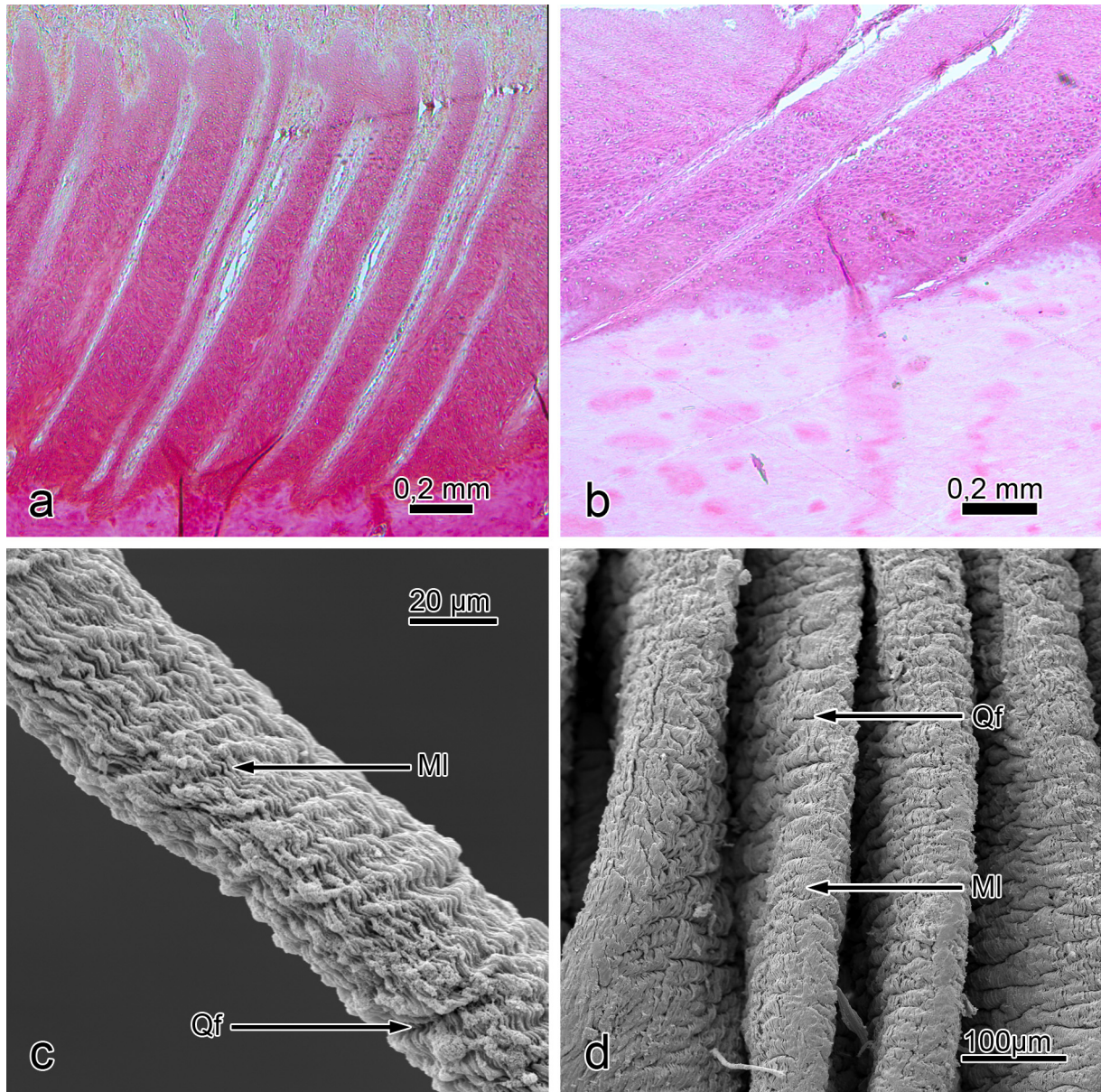


Abb. 38: Papillen des Ballensegments; Oberflächen von einer Papille und Lederhautblättchen

- a) lange fast gerade Papillen des distalen Ballensegments (Trichromfärbung)
- b) stärker geneigte Papillen des proximalen Ballens (HE-Färbung)
- c) Oberfläche einer Ballenpapille mit Mikroleisten (MI) und Querrfurchen (Qf) (REM)
- d) Oberfläche von Lederhautblättchen mit Mikroleisten (MI) und Querrfurchen (Qf) (REM)



Die Lederhautpapillen des proximalen Ballensegments haben im Schnitt eine Länge von 1,084 mm. Die Breite der Basen differiert von Mal zu Mal deutlich, doch der Bereich zwischen zwei Papillenbasen ist mindestens dreimal so breit, oft aber bis zu fünfmal. Das zeigt, wie unregelmäßig die Lederhautzotten im proximalen Ballensegment zueinander stehen. Je weiter proximal die Schnitte angelegt sind, desto spitzer wird der Winkel der Papillen zur Lederhaut-Oberhautgrenze, bis er ungefähr 35° erreicht. Die Röhrchen im Stratum corneum ziehen im geschwungenen Bogen parallel zur Oberfläche distal. Sie überragen das Stratum spinosum nur noch bis zu 10% ihrer Gesamtlänge, obwohl die Stachelzellschicht im proximalen Ballen bei weitem nicht mehr die Höhe wie distal besitzt, doch Papillen legen längere Strecken im Stratum spinosum zurück, da die Winkel zur Lederhautgrenze spitzer sind (Abb. 38b). Die Oberfläche der Lederhautpapillen zeigt im Ballen stärker als in allen Segmenten tiefe Furchen, die als Kannelierung bekannt sind, und bei starker Vergrößerung erkennbare Mikroleisten. Zusätzlich sind bei der Ziege quer zur Wachstumsrichtung auftretende, meist sich überlappende Furchen zu erkennen, die der Papille fischschuppenähnliches Aussehen verleiht. Diese Art der Oberflächenvergrößerung findet man auch auf den Lederhautblättchen des Wandsegments (Abb. 38c und d). Die Papillen des gesamten Ballens zeigen eine positive PAS-Reaktion auf ihrer gesamten Länge. Am heftigsten fällt die Reaktion an den Papillenspitzen aus. Auf dem Hintergrund des chromophoben Stratum corneum zeigt sich das dunkle Violett besonders prominent.

#### 4.2.5.1 Das Stratum basale

Beim distalen Ballen findet man zwischen den regelmäßig angeordneten Papillen kryptenartige Vertiefungen, in denen die Epidermis gebildet wird. Am Boden dieser Krypten, also zwischen den Papillenbasen, stehen die Basalzellen dicht gedrängt. Die länglichen Zellen stehen in palisadenförmiger Anordnung, und ihre freien Spitzen zeigen zur Oberfläche hin. Die zur Lederhaut hin ausgerichteten Pole sind mit 2-3 Wurzelfüßchen pro Zelle, deren Länge etwa 0,0051 mm beträgt, durch die Basalmembran hindurch mit der Lederhaut verbunden. Die auf der PAS-positiven Basalmembran stehenden Zellen haben azidophiles Zytoplasma, ihre großen, nahezu die ganze Zelle ausfüllenden Kerne färben sich genauso wie der restliche Zellinhalt. Lediglich die meist 2, selten sogar 3 Nucleoli und die Zellgrenzen stechen als dunklere

Strukturen ins Auge. Entlang der Lederhautpapillen in Richtung Oberfläche legen sich die nun meist spindelförmigen Zellen dachziegelartig übereinander, damit die freien Zellpole in Richtung Oberfläche zeigen. Im distalen Ballen konnte in und in der näheren Umgebung der Basalzellschicht kein Melanozyt gefunden werden.

Die Basalzellen im proximalen Ballen weisen in Form und Größe keine Abweichungen auf, jedoch färbt sich der Zellkern blasser an und ist dadurch vom Zytoplasma besser zu unterscheiden. Neben der Verankerung über die Wurzelfüßchen zieht die Lederhaut mit mehr oder weniger hohen Leisten zwischen den Basalzellen ins Stratum spinosum. Im Gegensatz zum distalen Ballensegment konnten im proximalen Teil sehr vereinzelt Melanozyten gesichtet werden.

#### 4.2.5.2 Das Stratum spinosum

Die Stachelzellschicht im distalen Ballensegment besteht aus, in der Tiefe der Krypten spindelförmigen Zellen, die mit ihrem lederhautfernen Pol zur Oberfläche strebt. Diese Zellausrichtung bleibt direkt über dem tiefsten Punkt jeder Krypte über lange Strecken hinweg bestehen, die Zellvolumina verdoppeln sich. Die Zellen, die seitlich davon liegen und den dachziegelartigen Basalzellen anliegen, vergrößern sich innerhalb von 3-8 Zelllagen auf das Fünffache. Die Zellkerne werden chromophob, blasig und enthalten meist nur noch einen Nucleolus (Abb. 25a). Die polygonalen Zellen haben sehr weite Interzellularräume, wo die Stachelfortsätze besonders gut zu beobachten sind. Das Stratum corneum hat im distalen Teil eine Gesamthöhe von 0,94 mm, die gesamte Schicht weist eine etwas geringere Basophilie als das Stratum spinosum im Sohlensegment auf. Um die Papillenspitzen und deren Rand ist die PAS-Reaktion erfolgreich abgelaufen. Direkt benachbarte Zellen zeigten vereinzelt eine schwache Reaktion, im restlichen Horn gibt es hierfür keinen Nachweis. Nach distal werden die Zellen noch größer, die Zellkerne beginnen sich zu verdichten, sind kurz vor dem Stratum granulosum pyknotisch. Ihr Zytoplasma wird dunkler, und vereinzelt ist eine beginnende Granulierung zu beobachten.

Im distalen Ballenbereich ergeben sich auf zellulärer Ebene keine neuen Ergebnisse, das Stratum spinosum hier hat etwa 50 Zelllagen. Die Lederhautpapillen verlieren in Form und Anordnung ihre Regelmäßigkeit, und sie biegen sich stärker distal. Die Stachelzellschicht verliert in distoproximaler Verlaufsrichtung sukzessiv an Höhe, um schließlich nach der scharfen Biegung auf den, an der Fußung nicht beteiligten pro-

ximalen Teil des Ballens eine Dicke von durchschnittlich 0,58 mm und 50 Zellschichten innezuhaben. Quer angeschnittene Zotten sind im proximalen Ballen abgeflacht mit den langen Seiten tangential zur Oberfläche. Die direkt anliegenden Zellen sind eine hochprismatische Basalzellschicht, umgeben von mehreren Schichten flacher, ähnlich großer Zellen. Beide ergeben einen hellen Hof im sonst bei HE-Färbung dunkel gefärbten Zwischenröhrchenhorn. Dessen Zellen schmiegen sich noch in durchschnittlich drei Schichten länglicher Form zirkulär den Röhrchen an, um dann in breite polygonale Zellen überzugehen (Abb. 39a).

Nahe am Übergang zur behaarten Haut hat das Stratum spinosum eine Höhe von etwa 30 Zellschichten. Im Querschnitt erkennt man, dass sie tangential zur Oberfläche hin abflachen.

#### 4.2.5.3 Das Stratum granulosum

Im distalen Ballensegment ist eine deutliche, 120 Zellschichten hohe Körnerzellschicht ausgebildet: Vom Sohlensegment kommend beginnt eine zwei- bis fünfzellige Schicht zwischen Stratum spinosum und corneum, die sich nach palmar/plantar weiter verbreitert. In proximodistaler Richtung beginnt das basophile Stratum spinosum sich langsam dunkler violett anzufärben, andeutungsweise sind Granula zu erkennen. In dieser ungefähr 10 Zellschichten breiten Übergangsschicht verkleinern sich die ohnehin schon pyknotischen Zellkerne zusehends, bis ihre Reste noch zellrandnah sichtbar sind. Schließlich münden die blassen und leicht acidophilen Übergangszellen in ein, mit basophilen, blauvioletten Keratohyalingranula durchsetztes und etwa 10-15 Zellschichten hohes Stratum granulosum (Abb. 39b). Die Übergangszellen sowie die des Stratum granulosum unterscheiden sich weder in Form noch in der Größe von den proximalen Spinosumzellen. Die weit in die distalen Schichten ragenden Lederhautpapillen durchdringen auch die Körnerzellschicht. Die, die Papillen direkt umgebenden ein bis drei Zellschichten sind basophil gefärbt, besitzen allerdings keine Keratohyalingranula.

Weiter in palmarer/plantarer Richtung wird das Stratum corneum eine 150 Zellschichten hohe Schicht, die sich auf diesem Niveau umschlägt und in den proximalen Ballenteil übergeht. Hier wird sie auf ihrem Weg nach proximal langsam wieder niedriger.

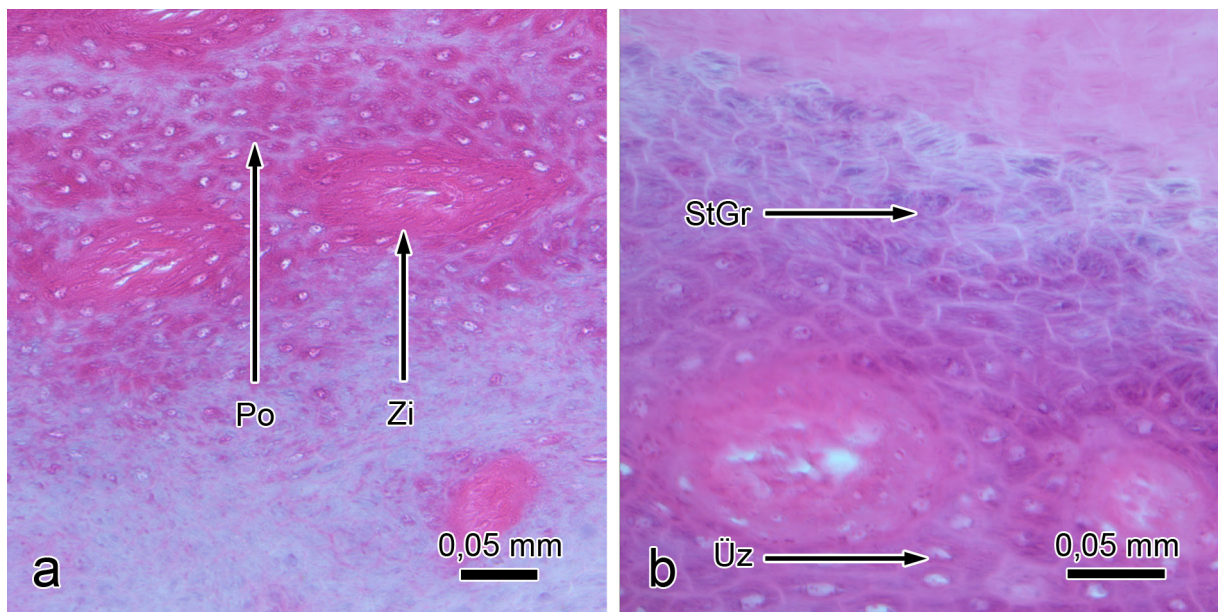


Abb. 39: Hornröhrchen und Str. granulosum (HE-Färbung)

- a) Hornröhrchen mit zirkulär angeschmiegener (Zi) Zellschicht, die rasch in eine polygonale (Po) Zelllage übergeht
- b) Stratum granulosum (StGr) und Übergangszellen (Üz)

#### 4.2.5.4 Das Stratum corneum

Im Übergang vom Stratum granulosum zum Stratum corneum des distalen Ballens ist eine klare Grenze ersichtlich. Die intensiv basophilen Körnerschichtzellen liegen direkt den schwach azidophil reagierenden Zellen des Stratum corneum an. Die wellig verlaufende Grenzlinie ergibt sich aus den Konturen der Papillen, die oft noch im Stratum granulosum liegen. Die polygonalen Zellen des Stratum granulosum flachen genauso schlagartig ab, wie sie ihre Färbeeigenschaften ändern. Sie liegen mit den langen Seiten parallel zur Fußungsoberfläche und erhalten die ihnen oft attestierte Pfannkuchenform. Im distalen Ballensegment beträgt die durchschnittliche Gesamthöhe des rosa angefärbten Stratum corneum 2,33 mm. Das dicke und gleichmäßig schwach azidophil gefärbte Stratum corneum beginnt nach ungefähr 1,60 mm seine Färbeeigenschaften zu ändern: Die rosa gefärbten Zellen gehen zuerst einzeln in ein marmoriertes Muster von violetten, basophilen und rosaroten azidophilen Zellen über, bevor sie eine durchgehend violette Zytoplasmafärbung zeigen (Abb. 40a). Im Zwischenröhrchenhorn beginnt das Zytoplasma zu zerreißen und durchzieht die Zelle wie Fäden, während in den Zwischenräumen Lufteinschlüsse zu erkennen sind (Abb. 40b). Im peri- und suprapapillären Horn beginnt diese Entwicklung schon



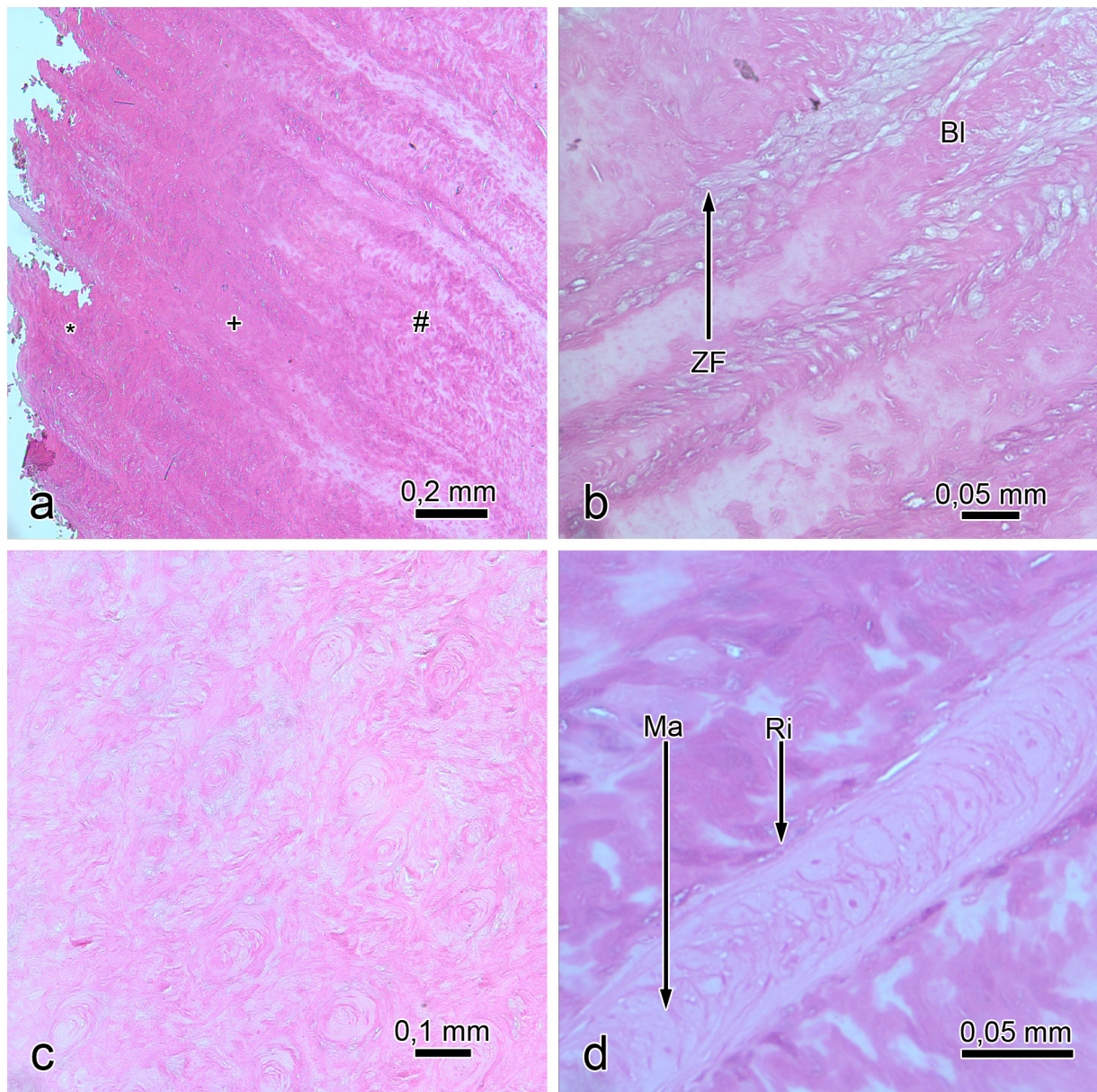


Abb. 40: Str. corneum des Ballens (HE-Färbung)

- a) #: Marmorierter Bereich aus acidophilen und basophilen Zellen; +: Basophiler Bereich;
- b) Suprapapilläres Horn. In Richtung Fußungsbereich findet man blasige, zytoplasmafreie Zellen (BI), die in Auflösung begriffen sind, weiter proximal beginnt der Zellerfall mit fädiger Auflösung des Zytoplasmas (ZF)
- c) proximale Hornröhrchen mit azidophiler Färbung
- d) distales Hornröhrchen mit blasigen Markzellen (Ma) und flachen Rindenzellen (Ri) außen herum blasiges, basophiles Zwischenröhrchenhorn

mindestens 15 Zellagen weiter proximal und bis dahin schon so weit fortgeschritten, dass die blasig und aufgequollen wirkenden Zellen fast keine Zytoplasmafäden mehr enthalten (Abb. 40b). Im Längsschnitt getroffene Hornröhrchen präsentieren ihre Rin-

denzellen als 2-3lagige Schicht abgeflachter Gebilde mit leicht azidophilem Charakter und kleinen Zellkernen mit einem Nucleolus. Die Markzellen wirken blasig mit ebenso kleinen Zellkernen, die Zellgrenzen sind ebenfalls wie bei der Rinde als dunkle Linie zu erkennen (Abb. 40b und d). Distal auf Fußungsniveau sind großflächige Bezirke blasiger Zellen zu entdecken, die zum Teil in Auflösung begriffen sind. Ebenfalls sind größere Zusammenhangstrennungen zu erkennen.

Der proximale Abschnitt in der Nähe des Übergangs zur behaarten Haut weist zelluläre Unterschiede auf: Das etwa 80 Zelllagen umfassende Stratum corneum besteht aus flachen spindelförmigen Zellen, deren oberflächennahe Spitzen etwa mit ungefähr 45° nach proximal zeigen. Sie sind deutlich kleiner als distalere Schichten und besitzen ebenso kleine und flache Zellkerne mit 1-2 Nucleoli.

#### **4.3 Untersuchungen zur retrograden intravenösen Stauungsanästhesie beim Schaf**

Bei 19 von 20 Injektionen zeigte sich eine vollständige Anästhesie des jeweiligen Fußes, die innerhalb von durchschnittlich 2,25 Minuten einsetzte. Bei einem Tier wurde nach der Punktion der V. metacarpalis palmaris profunda nach 5 Minuten lediglich eine Anästhesie der abaxialen Klaue festgestellt. Die axiale Klaue zeigte eine vollständige Schmerzausschaltung erst nach 9 Minuten (Tab. 8). Der Stau musste auf Grund der Tierversuchsvorschriften nach 10 Minuten geöffnet werden, und die weitere Entwicklung des Fortschreitens der Anästhesie konnte nicht beobachtet werden. Bei einem Tier lockerte sich der Stau unbemerkt nach etwa 5 Minuten, es konnten aber keine systemischen Nebenwirkungen festgestellt werden. Die Versuchstiere zeigten grundsätzlich ebenso wie die Kontrolltiere (zum Teil) heftige Abwehrbewegungen. Diese konnten nicht mit konkreten schmerzhaften Ereignissen in Verbindung gebracht werden, sondern hingen vom Charakter des jeweiligen Tieres ab. Um Mensch und Tier nicht zu gefährden, wurden im zweiten Versuchsdurchgang zur Anästhesie der Hintergliedmaße die fünf heftig reagierenden Tiere mit 0,2 mg/kg Xylazin (Xylazin ® 2%, Serumwerk Bernburg AG) i.m. leicht sediert. Es zeigten sedierte wie unsedierte Kontroll- und Versuchstiere eine vergleichsweise schwache Schmerzreaktion auf der Hinterhand, wobei beim „Seitenvergleich“ die Vorderhand heftig zurückgerissen wurde.

Die Resultate des Versuches werden in den folgenden Tabellen im Detail gezeigt (Tab. 8; Tab. 9).

Tab. 8: Vordergliedmaße

Tier-nummer	Vene	Menge Lokal-anästhetikum (ml)	Menge Blut (ml)	Dauer Wirkungseintritt (min)	Dauer Wirkungsende nach Lösen (min)
1	V. cephalica accessoria	4	1,5	5	2
2	V. metacarpea palmaris profunda und Venengeflecht	4	1	3	4
3	V. digitalis propria palmaris abaxialis IV	3,5	1	3,5	2
4	V. metacarpea palmaris profunda und Venengeflecht	4	---	5	1
5	V. digitalis propria palmaris abaxialis IV	4	1,2	3	7
6	V. metacarpea palmaris profunda und Venengeflecht	4	2	2,5	3
7	V. digitalis propria palmaris abaxialis IV	4	1	3	6
8	V. metacarpea palmaris profunda und Venengeflecht	4	1,5	1,5	5
9	V. metacarpea palmaris profunda und Venengeflecht	4	2	9	3
10	V. metacarpea palmaris profunda und Venengeflecht	4	2	1,5	4

Die Tiere wurden vor Versuchsbeginn gewogen, und sie wurden einer ausführlichen Allgemeinuntersuchung unterzogen. Kein Tier verlor über die Versuchsdauer nennenswert an Gewicht, die meisten zeigten Zunahmen. Keines zeigte erhöhte Atem- oder Herzfrequenzen oder erhöhte Körpertemperatur, die man nicht im Rahmen der Fixation erwarten konnte. Die Schafe, die zuletzt für die Kontrolluntersuchungen fixiert wurden, zeigten vergleichsweise höhere Werte. Bei der speziellen Untersuchung der Gliedmaße fielen bei der Vordergliedmaße Schrunden und Unterhautblutungen auf, die innerhalb von 7 Tagen verschwanden.

Wenige Tiere zeigten leichte Hämatome, Injektionsbeulen oder einfache Gewebsschwellungen, die innerhalb von maximal sieben Tagen verstrichen.

Tab. 9: Hintergliedmaße

Tier- nummer	Vene	Menge Lokal- anästhetikum (ml)	Menge Blut (ml)	Dauer Wirkungseintritt (min)	Dauer Wirkungsende nach Lösen (min)
1	V. metatarsa dorsalis communis III	4	10	3,5	7
2	Verbindungsast zw. Dorsalem oberflächlichen und plantarem tiefen System	4	4	1,5	2
3	V. metatarsalis dorsalis communis III	4	7	2	3
4	V. metatarsalis dorsalis communis III	4	2,5	2	2
5	V. metatarsalis dorsalis communis III	4	6	2,5	7
6	Verbindungsast zw. dorsalem oberflächlichen und plantarem tiefen System	4	8	1	7
7	Verbindungsast zw. dorsalem oberflächlichen und plantarem tiefen System	4	2	1,5	3
8	V. metatarsalis dorsalis communis III	4	3,5	2,5	6
9	Verbindungsast zw. Dorsalem oberflächlichen und plantarem tiefen System	4	6	2	5
10	V. metatarsalis dorsalis communis III	4	8	2,5	4



---

## 5 Diskussion

### 5.1 Untersuchungen zur Klaue der Ziege

#### 5.1.1 Makroskopische Untersuchungen

##### 5.1.1.1 Subcutis

Die Klauenunterhaut ist in ihren fünf Segmenten unterschiedlich stark ausgeprägt und überzieht die zentralen Stützteile der Klaue (HABERMEHL, 1996). Sie besteht aus Bindegewebe und ist dort ausgebildet, wo Polsterung und bzw. oder Stoßbrechung erwünscht sind: Sie bildet ein Kronpolster und ein Saumpolster aus, welche palmar sich verbreiternd in das Ballenpolster übergehen (GEYER, 2005; HABACHER, 1948; MÜLLING, 2005). Saum- und Kronsegment haben axial ein sehr gut entwickeltes Subkutiskissen, was die Lederhaut als ein gemeinsames Saum-Kron-Band erscheinen lässt und die Grenze zwischen behaarter Haut und Klaue darstellt. Ein Saumfalz ist nur angedeutet im Gegensatz zum Rind (KORTE, 1987; MÜLLING, 2005; WARZECHA, 1993; WINTER, 2004), jedoch hat die Ziege - parallel zu Warzechas (WARZECHA, 1993) Ergebnissen - einen prominenteren als das Schaf. Das Schwein zeigt ein lediglich mäßig verdicktes Saum-Kronsegment und einen einheitlichen Kron-Saumfalz (GEYER, 1979).

Beim Rind beinhaltet das Ballenkissen ein dreigliedriges Fettpolster, das altersabhängig eine unterschiedliche Fettsäurezusammensetzung hat (RÄBER et al., 2006). Es besteht aus drei parallel angeordneten Fettzylindern: einem axialen, einem abaxialen und einem mittleren. Kranial des Tuberculum flexorium sind das axiale und das abaxiale Fettkissen miteinander verbunden, unter dem Tuberculum flexorium selber liegt das zentrale Fettpolsterkissen. Bei den eigenen Untersuchungen konnte eine makroskopisch ähnlich aufgebaute Struktur auch bei der Ziege beobachtet werden. Das Ballenpolster misst im Maximum bis zu 10 mm, wodurch es wie beim Schaf verhältnismäßig massiver ist als beim Rind (ROSSKOPF, 1986; WILKENS, 1963). Auf seinem Weg zur Klauenspitze flacht das Unterhautpolster ähnlich wie beim Schwein (GEYER, 1979) auf Höhe des distalen Ballens merklich ab, bis es zu Beginn des Sohlensegments vollständig verschwunden ist.

Allerdings stellt eine Vielzahl anderer Autoren fest, dass die Subcutis in den Bereichen fehlt, in denen eine starke Verankerung der Lederhaut am Knochen nötig ist (BUDRAS et al., 2005; GEYER, 2005; LIEBICH et al., 2004; MAIERL und MÜLLING, 2004a).

#### 5.1.1.2 Corium

Die Lederhaut der Ziege besteht, ähnlich wie bei Schaf, Rind und Schwein (GEYER, 1979; 1980; ROSSKOPF, 1986; WARZECHA, 1993; WILKENS, 1963), im Wandsegment aus unverzweigten, primären Lederhautblättchen. Alle anderen Klauensegmente zeigen einen Papillarkörper, der aus Zotten aufgebaut ist. In diese Papillen dringt ein komplexes System aus Nerven und Gefäßen ein, welches die Epidermis mit Sauerstoff und Nährstoffen per Diffusion versorgt (Abb. 32d) (HIRSCHBERG, 1999; MAIERL und MÜLLING, 2004a).

#### 5.1.1.3 Epidermis

Per Definition ist der Klauenschuh bzw. die Klauenkapsel der modifizierte Hautüberzug des Gliedmaßenendes, der sich aus verschiedenen Hornteilen zusammensetzt, die vom entsprechenden Lederhautabschnitt gebildet werden (MÜLLING, 2005; RUTHE et al., 1997). Die Klauenspitze ist zum Interdigitalspalt hin eingezogen, wodurch die axiale Fläche konkav und die abaxiale leicht konvex wird. Diese gehen am Klauenrücken, der beim kleinen Wiederkäuer von einer vergleichsweise dünnen Klauenplatte bedeckt wird, mit einer starken Krümmung ineinander über (DOBLER, 1967; ROSSKOPF und GEYER, 1987; WARZECHA, 1993). Am abaxialen Übergang von der Wand zur Grundfläche findet man den Tragrand. Die Außenplatte verliert im Gegensatz zur Interdigitalplatte nach palmar kaum an Höhe: Letztere verschmälert sich so stark, dass sie das hintere Drittel der Zwischenklauenfläche nicht mehr stützt (HABERMEHL, 1996; MAIERL und MÜLLING, 2004a; MICHEL, 1992; MÜLLING, 2005).

Die Klauen der untersuchten kleinen Wiederkäuer waren steiler aufgerichtet als die des Rindes (WARZECHA, 1993): Der Winkel zwischen Fußungsfläche und Dorsalwand der Bunten Deutschen Edelziege lag mit rund 66° im angegebenen Durchschnitt. Die für Schafe angegebene Bandbreite von 50-70° wurde bei der

vorliegenden Untersuchung ebenfalls eingehalten, allerdings hatten die untersuchten Schafrassen höhere Winkelmaße als die, die von Rosskopf (ROSSKOPF, 1986) untersucht wurden. Auf Rasseunterschiede muss in diesem Zusammenhang deutlich hingewiesen werden (HABERMEHL, 1996; ROSSKOPF, 1986).

Mehrere Autoren konnten beim Schaf makroskopisch die Sohle nicht vom Ballen unterscheiden, was bei der Ziege allerdings optisch wie palpatorisch sehr gut gelingt (GEYER, 1979; HABERMEHL, 1996; ROSSKOPF, 1986). Mit einer relativ scharfen Grenze liegt der Sohlenbezirk zwischen der apikalen weißen Linie und dem distalen Ballen als ein leicht pigmentiertes Trapez. Im Gegensatz zum distalen Ballen ist die Sohle nur noch schwerlich mit den Fingern einzudrücken.

Mit der Lupe erkennt man drei strukturelle Anteile der Weißen Linie: Sie setzt sich vom stark dunkel pigmentierten Kronhorn durch einen deutlichen weißen Streifen ab, was auch schon makroskopisch zu erkennen ist. Der mittlere Anteil der Weißen Linie wird von den mittleren Teilen der Hornlamellen und dem Kappenhorn gebildet. Der innere Teil der Weißen Linie wird vom Kappenhorn gebildet, das an den sohlenwärtigen apikalen Hornlamellen liegt. Die verhältnismäßig sehr schmale Weiße Linie der kleinen Wiederkäuer (WARZECHA, 1993) hat bei ungepflegten Klauen, genauso wie beim Rind (WILKENS, 1963), ein besonders gut zu erkennendes streifiges Aussehen. Das rührt von der Anordnung der Hornlamellen her, deren Zwischenräume mit Kappen- und Terminalhorn ausgefüllt sind. Letzteres schilfert bei ungepflegten Klauen sehr schnell ab, so dass das Horn, das von den Hornblättchen gebildet, wird bestehen bleibt und dann als Streifen schon makroskopisch zu erkennen ist.

## 5.1.2 Lichtmikroskopische Untersuchungen

### 5.1.2.1 Hornstruktur und Hornbildung

Die Lederhautoberfläche ist maßgeblich für die Struktur des über ihm liegenden Horns verantwortlich. Sie dient als Patrize, in die sich die Matrize des Hornschuhs perfekt einfügt. Über den Lederhautpapillen, die bis auf eine Ausnahme auf allen Abschnitten der Klauenlederhaut zu finden sind, entsteht das Röhrchenhorn. In diesen Papillen findet man ein Kapillargebiet, welches die Versorgung der lebenden Epidermiszellen sicherstellt. Zellen, die an der Basis dieser Zotten gebildet werden,

---

wachsen parallel zu ihnen, werden über lange Zeit per Diffusion mit Nährstoffen versorgt und bilden das hochwertige peripapilläre Horn. Die am schlechtesten versorgten Epidermiszellen sind jene, welche sich auf der Spitze der Papille differenzieren und somit das qualitativ schlechteste suprapapilläre Horn bilden. Das schlecht keratinisierte Horn bröckelt aus den peripapillären Hornzylindern und hinterlässt Röhrchenlumina. Zwischen den Papillen wird das Zwischenröhrchenhorn gebildet, welches die Räume zwischen den Zotten ausfüllt. (BUDRAS et al., 2005; DOBLER, 1967; GEYER, 1980; LIEBICH et al., 2004; MAIERL und BÖHMISCH, 2001; MAIERL und MÜLLING, 2004a; MÜLLING, 1993; ROSSKOPF, 1986; ROSSKOPF und GEYER, 1987; WARZECHA, 1993; WILKENS, 1963). Ziegenklauenhorn besteht wie bei Schaf und Rind, bis auf das Wandsegment aus Röhrchenhorn. Dieses ist aufgebaut aus Hornröhrchen, die wiederum in Röhrchenmark und Röhrchenrinde unterteilt werden können, und dem Zwischenröhrchenhorn. Diverse Autoren konnten beim Schaf (BRUHNKE, 1931; KEPLER, 1966; ROSSKOPF, 1986), beim Schwein (GEYER, 1980) und beim Rind keine klare Grenze zwischen dem Röhrchenmark und den Rindenzellen ziehen. Bei der Ziege verhält es sich ähnlich: Warzecha (WARZECHA, 1993) konnte zwar in ihrer Arbeit beim kleinen Wiederkäuer rein histologisch eine Unterscheidung treffen, bei unseren Ergebnissen hingegen war dies bei HE-, Trichrom- und PAS-Färbung schwer möglich. Schnitte, die mit PAS-gefärbt und im Dunkelfeldmikroskop gemustert wurden, zeigten ein deutlich unterscheidbares Zellmuster: Die Markzellen zeigen sich als dunkelblaue Säule blasiger Zellen, die Rindenzellen sind heller, flach und mit den Längsseiten parallel zur Marksäule ausgerichtet. Der Übergang zu den Zwischenröhrchenhornzellen ist abrupt und deutlich: Diese sind hellblau, mindestens doppelt so groß, pfannkuchenförmig und stehen mit ihren Längsseiten im spitzen Winkel zu den schlanken Rindenzellen. Anders als Rosskopf (ROSSKOPF, 1986) konnte die Unterscheidung im Dunkelfeld mittels Anfärbbarkeit, Zellform und Zellausrichtung getroffen werden. Der Grund für den plötzlichen Ausrichtungswechsel der Zellen könnte versorgungsbedingt sein: Nach Elias (ELIAS, 1981) können Hornzellen des Stratum corneum Wasser nicht mehr intrazellulär transportieren, Glykogen jedoch inter- sowie transzellulär (DIRKS, 1985). Also muss sich Feuchtigkeit über die Kittsubstanz auf interzellulärem Weg verbreiten. Um mit möglichst vielen „Kittkanälen“ Anschluss an die Röhrchen zu haben, steht die erste

Reihe von Zwischenröhrchenhornzellen mit der geringsten Zelloberfläche und somit mit den meisten Interzellularspalten in Kontakt zu den Röhrchenrindenzellen.

Die tannenzapfenförmige Struktur der Hornröhrchen, wie sie schon für Rind und Schwein festgestellt wurde (GEYER, 1979; 1980; WILKENS, 1963), lässt sich bei den wenigsten Präparaten der Bunten Deutschen Edelziege nachweisen. Rosskopf fand diesen tannenzapfenförmigen Hornröhrchenaufbau beim Schaf gar nicht (ROSSKOPF, 1986). Bei positivem Befund stellen die Markzellen die Spindel dar, um die sich die Röhrchenrindenzellen zwiebelschalenartig schmiegen. Letztere zeigen mit ihren losen Enden nach proximal, die distal liegenden Enden berühren das Röhrchen und somit stehen die Schuppen in etwas unterschiedlichen Neigungswinkeln zur Spindel. Wenn das typische Erscheinungsbild nicht gefunden werden konnte, lagen die länglichen Rindenzellen den aufgetriebenen Markzellen längs an. Einen Zusammenhang zwischen der Winkelung der Rindenzellen und der Dicke der jeweiligen Lederhautpapille, wie er von Wilkens (WILKENS, 1963) erkannt wurde, lässt sich in unseren Befunden nicht ersehen. In quergeschnittenen Hornröhrchen ist der Zwiebelschalenaufbau deutlich zu erkennen.

Die Formation der Hornröhrchen beim Rind wurde schon mehrfach beschrieben (FÜRST, 1992; MÜLLING, 1993; WARZECHA, 1993; WILKENS, 1963), und deren Mechanik durch Verhältnis von Mark und Rinde (LEACH und ZOERB, 1983) wurde untersucht. Letztere Untersuchungen ergaben, dass Hornröhrchen mit weitem Markraum und dünner Rindenschicht (Ballenhorn) hervorragend vertikale Stöße abfangen können, jedoch schlecht horizontale. Röhrchen mit entgegengesetztem Mark-Rindenverhältnis (Sohlenhorn) verhalten sich hierzu diametral. Beim Rind sinkt die Röhrchenzahl mit zunehmendem Alter, die Röhrchengröße hingegen nimmt zu (DIETZ und PRIETZ, 1981). Mülling (MÜLLING, 1993) ergänzte diese Ergebnisse, indem er herausfand, dass das Mark durch seine hohe Konzentration an Lipiden und Interzellularkitt den elastischen Part gibt, wohingegen die Rindenzellen stabilisierend wirken. Die Menge des, in der Marksubstanz enthaltenen Interzellularkitts zeigt die Untersuchung von Schmidt (SCHMIDT, 1971): Da MCM reich an polaren Glykoproteinen ist, verändern sich Hornröhrchendurchmesser abhängig vom Wassergehalt des Hornes. Mülling (MÜLLING, 1993) stellte die Hypothese auf, dass die beim Rind, jedoch nicht bei der Ziege im proximalen Ballensegment vorkommenden, spiralfederförmigen Hornröhrchen durch ihre Form, ihre stoffliche

Zusammensetzung und ihr Mark-Rindenverhältnis eine ideale Stoßbrechungsfunktion ausüben. Dies belegte er überdies mit einer Härteprüfung des proximalen Ballensegments. Die Hornröhrchen der Ziege besitzen in beiden Ballensegmenten sowie im Sohlensegment - im letzteren allerdings in höherer Dichte und Regelmäßigkeit - die Form einer Blattfeder, die schräg nach apikal ausgerichtet ist. Diese Hornröhrchenformation wurde dem Sohlenhorn des Rindes attestiert (MÜLLING, 1993) und deren Funktion folgendermaßen erklärt: Die Blattfedern können Druckbelastungen in geringem Maße abfedern und diese gleichmäßig auf angrenzendes Zwischenröhrchenhorn verteilen. Durch die geringkalibrigeren Hornröhrchen und die Anwesenheit eines subkutanen Fettpolsters auf Höhe des Ballens lässt sich die größere Härte des Sohlenhorns bei der Ziege erklären.

Prinzipiell muss das Klauenhorn der Bunten Deutschen Edelziege als extrem hart beschrieben werden. Die im Folgenden aufgeführten Punkte sind ursächlich und gleichermaßen Indiz für die Widerstandsfähigkeit und werden später ausführlich erörtert: hohes Maß an Pigmentierung (DIETZ und PRIETZ, 1981), generelle Chromophobie, abrupter färberischer Übergang von verschiedenen Zellschichten (REESE, 2012), fehlende Austrocknungsartefakte im Interzellularspalt, nicht erkennbare Zellgrenzen im Blättchenhorn und die Schwierigkeit, histologische Schnitte anzufertigen (siehe Material und Methoden).

#### 5.1.2.2 Saumsegment

Im Saumsegment der Ziege ist zumindest in distalen Bereichen beim Übergang zum Kronsegment klassisches Röhrchenhorn zu finden, meist aber im ganzen Saumsegment verteilt. Das Ergebnis deckt sich mit denen Rosskopfs (ROSSKOPF, 1986) beim Schaf, jedoch nicht mit Bruhnkes (BRUHNKE, 1931), der keine Hornröhrchen im Saumsegment erkennen konnte.

In lederhautfernen Arealen des Stratum Corneum des Saumsegments, des Terminalhorns und in großen Teilen des Ballens fällt immer noch das Auftreten von Zellkernüberresten auf. In der Literatur wird dies auf verschiedene Gründe zurückgeführt. Eine Gruppe von Autoren (BRENTANO et al., 1979; DÄMMRICH et al., 1982) halten das Vorhandensein von Kernresten als pathologischen Vorgang einer Parakeratose, da Zellen im Stratum corneum frei von Zellkernen sind. Eine andere Erklärung ist, dass der Verhornungsprozess schnell durchlaufen wird und

daher die Zellkerne nicht vollständig abgebaut werden (KORTE, 1987). Andere Arbeiten (DIRKS, 1985; GEYER, 1979; 1980; MÜLLING, 1993; WILKENS, 1963) beschreiben das Auftreten von Kernresten in lederhautfernen Teilen des Stratum corneum bestimmter Klauensegmente für typisch. Hier muss das Horn unvollständig bei massivem Zellvorschub keratinisieren, was zur Folge hat, dass die Zellkerne nicht schnell genug abgebaut werden, womit sich auch die eigenen Befunde decken. Die unvollständige Verhornung ist weiterhin an den zerklüfteten und löchrigen Hornmassen vor allem in der Nähe der Auftrittsfläche zu erkennen. Auch andere Untersuchungen auf Anwesenheit von Glykogen und Lipiden (DIRKS, 1985; GEYER, 1984; GIROUD und LEBLOND, 1950-1951; MÜLLING, 1993; WARZECHA, 1993) geben Hinweise auf unvollständige Verhornung. Hierüber lässt sich bei der vorliegenden Studie nur bedingt eine Aussage treffen, da keine Untersuchungen auf Lipide stattgefunden haben. Mit der PAS-Reaktion lässt sich unter anderem Glykogen in und um die Hornzellen anfärben. In den eigenen Untersuchungen fand in diesen Bereichen zwar eine verhältnismäßig starke Reaktion im Bereich um die Papillen statt, allerdings ist die PAS-Reaktion nicht selektiv für Glykogen, sondern für unsubstituierte Glykogengruppen, und lässt somit keine sichere Aussage bezüglich der Anwesenheit von Glykogen zu. Die positive Reaktion in papillennahen Hornzellen in allen Segmenten spricht für hohe Dichte an Glykogen und somit energiehaltigen Stoffen. Diese wandern per Diffusion aus den Blutkapillaren des Papillarkörpers in die Epidermiszellen ein.

Da der Interzellularkitt, der wie in einer Backsteinmauer die Ziegel (Hornzellen) wie Mörtel umgibt (ELIAS, 1981; ELIAS und FRIEND, 1975), Glykoproteine enthält, färbt sich der Bereich der Zellmembranen und der lichtmikroskopisch nicht abgrenzbare Interzellularspalt mit der PAS-Reaktion rot an. Daher ist im histologischen Schnitt die Form der Hornzellen mit dieser Färbung meist gut zu erkennen (GEYER, 2005). Diese erwartete kräftige PAS-Reaktion blieb jedoch in der vorliegenden Untersuchung aus. Insgesamt hat die Reaktion stattgefunden, aber lediglich schwach, da einzelne Zellen und selten kleine Zellverbände positiv reagiert haben. Vor allem im Bindegewebe zeigen sich eindeutig positive Bereiche wie Gefäße, ebenso zeigt die Basalmembran ihre typische Reaktion. In dieser Arbeit wurde im Vergleich zu vielen vergleichbaren Untersuchungen auf die Alcianblaufärbung verzichtet, da sie die auf Grund der Härte des Horns erwartete schwach ausfallende PAS-Reaktion zu

überdecken drohte. Bei der Bunten Deutschen Edelziege sind mit der PAS-Reaktion Glycosaminoglycane und andere Glycoproteine nicht wie beim Rind im Horn darstellbar. Je härter das Horn, desto dichter sind die Zellen und Substanzen im Interzellularspalt gepackt, wodurch keine freien Valenzen für den Farbstoff vorhanden sind und sich eine sehr ausgedehnte Chromophobie zeigt (REESE, 2012). Ein möglicher Grund für das Ausbleiben der typischen PAS-Reaktion könnte eine Wechselwirkung der Chemikalien der Vorbehandlung der Proben (siehe Material und Methoden) mit dem PAS-Reagenz sein. Dies erscheint aber als unwahrscheinlich, da auch unbehandelte Proben die gleiche Färbung durchliefen und ähnlich schwache Reaktionen zeigten. Auch waren in der Literatur keine Hinweise auf Wechselwirkungen zu finden.

Die Oberflächen von Rissen, vor allem im Stratum corneum des Sohlenhorns, reagieren PAS-positiv. Diese positive Reaktion lässt vermuten, dass hier Valenzen frei wurden und sich der Farbstoff massiv anlagern kann, jedoch kann darüber keine Aussage getroffen werden, denn es könnte sich ebenso um Färbeartefakte handeln.

Die Keratinozyten aller Klauenhornsegmente bilden zusätzlich noch eine für den Zusammenhalt der Hornzellen elementare Substanz: den Interzellularkitt. Er besteht aus Glykoproteinen, komplexen Lipiden und langkettigen Fettsäuren, wird in MCGs (membrane coating granules) intrazellulär im Stratum spinosum gebildet und am Ende der Differenzierung in den Interzellularspalt abgegeben. Elias (ELIAS, 1981) lieferte das plastische Bild einer Mauer: Die Zellen sind die Backsteine, der Interzellularkitt der Mörtel. Er fungiert aber nicht nur als Klebstoff, da die Hornzellen keine Desmosomen mehr haben, sondern er beeinflusst den Stofftransport und regelt den Wasserhaushalt des Horns. Der Zerfall des Interzellularkittes bedingt die Abschilferung der Hornzellen bzw. die Auflösung des Hornverbands. Minderwertiger Kitt bzw. das Einwirken von Gülle oder Ammoniak verursachen vorzeitigen Zerfall und die Ablösung der Zellen von tieferen Schichten, wodurch die Barrierefunktion zerstört wird. Mülling (MÜLLING, 1993) fand heraus, dass Harnstoff den Interzellularkitt gar nicht angreift, sondern die Verbindungen der Keratinproteine in den Hornzellen zerstört, wohingegen Gülle den Zellen nicht schadet, aber den Kitt massiv schädigt. (ELIAS, 1981; GEYER, 2005; GEYER et al., 2000; HASHIMOTO, 1971; HAYWARD, 1976; 1979; MAIERL, 2004c; MAIERL und MÜLLING, 2004a; MARTINEZ und PETERS, 1971; MATOLTSY, 1975; MATOLTSY und PARAKKAL,



1965; MATOLTSY und SINESI, 1957; MÜLLING, 1993; ORFANOS, 1972; REESE, 2005; SCHMIDT, 1971; STROBEL, 2009). Um die optimale Festigkeit zwischen den verhornten Zellen zu erreichen, erwartet Mülling (MÜLLING, 1993) einen gleichmäßigen und engen Interzellularspalt und große Zellflächen, die sich untereinander verbinden können. Im Ziegenhorn ist ein ebensolches Bild vor allem bei der PAS-Reaktion gut ersichtlich. Beim Spiel mit der Schärfe in größter Vergrößerung ist in nahezu jedem Interzellularspalt eine kaum erkennbare Verdickung in gleicher Färbung wie die Zellgrenzen zu erkennen. Hierbei handelt es sich um die MCGs, die den Interzellularkitt in den Zwischenzellspalt exozytieren. Allerdings konnte im Gegensatz zu Mülling (MÜLLING, 1993) in Bezug auf die Wasserspeicherkapazität des MCM nicht festgestellt werden, dass es zu Rissbildungen in ausgetrockneten Hornproben der Ziege kam.

Bei der Licht- wie bei der Rasterelektronenmikroskopie fällt vor allem im Saumsegment die Vielzahl der Nebenpapillen auf, die, wie von mehreren Autoren auch beim Rind beschrieben wurden (DIRKS, 1985; HIRSCHBERG, 1999; HIRSCHBERG et al., 2001; HIRSCHBERG et al., 1999; HIRSCHBERG und PLENDL, 2005; MÜLLING, 1993) und eine Modifikation der Lederhaut von älteren Tieren sein können.

#### 5.1.2.3 Kronsegment

Die von diversen Autoren bei verschiedenen Tierarten beschriebene Einteilung des Kronhorns in einen Innen-, Mittel und Außenteil (BRUHNKE, 1931; KASTNER, 1976; NICKEL, 1938; ROSSKOPF, 1986; WARZECHA, 1993; WILKENS, 1963) kann bei den histologischen Untersuchungen dieser Arbeit ebenfalls vorgenommen werden. Die Einteilung ist bei verschiedenen Tierarten deutlich unterschiedlich, Geyer (Geyer 1980) nennt sie sogar willkürlich. Warzecha (WARZECHA, 1993) beschreibt die innere Zone des Kronhorns des kleinen Wiederkäuers mit größerer Ausdehnung und mehr Hornröhrchen als bei Rindern.

Im Dunkelfeld lässt sich bei der Ziege allerdings anhand der Lichtdurchlässigkeit der drei Zonen eine klare Unterscheidung treffen. Ebenfalls lässt sich in nahezu stringenter Weise eine Einschätzung anhand der Röhrchenlumina treffen, die von innen nach außen deutlich abnehmen. Umgekehrt proportional zur Abnahme der Lumina findet man eine Zunahme der Menge von Hornröhrchen pro Flächeneinheit.

Die großlumigen Röhrchen der Innenzone sind bei korrekten horizontalen Schnitten kreisrund. Je weiter man sich der äußeren Zone nähert, desto mehr flachen die Markräume tangential ab. Die strikte Anordnung der Röhrchen der Innenzone, die sich in den weiter außen liegenden Zonen verliert, rührt von den letzten Kronhornpapillen her, die beim Übergang in die Lederhautblättchen in Reihe geordnet sind (ROSSKOPF, 1986).

Das Auftreten von dorsopalmar/plantar abgeplatteten Hornröhrchen in allen Klauensegmenten der Ziege, bei denen Röhrchenhorn vorherrscht, wurde ebenfalls bei Rind und Schwein gefunden (GEYER, 1979; 1980; MÜLLING, 1993). Die Röhrchen sind meist parallel zur Hornkapseloberfläche angeordnet und sind in ihrer Form oval: Ihre langen Seiten liegen tangential zur gebogenen Gestalt des Klauenschuhs. Am Pferdehuf wurde nachgewiesen, dass Hornröhrchen eine vollkommen runde Form entwickeln, wenn sie von allen Richtungen gleichmäßig belastet werden (NICKEL, 1938). Die bei der Ziege vor allem in der äußeren Zone des Kronhorns vorkommende Abplattung erklärt sich wie folgt: Wenn die Hornröhrchen in proximodistaler Richtung durch die Gewichtskraft des Tieres belastet werden und eine parallel zur Hornoberfläche verlaufende Abplattung erfahren haben, müssen die seitlich gerichteten kompensatorischen Kräfte größer sein als die seitlich einwirkende Belastung und kleiner als die dorsopalmare/plantare Belastung (GEYER, 1980).

Die Pigmentierung des Kronsegments der Bunten Deutschen Edelziege ist deutlich vorhanden, insgesamt ist sie wie bei anderen kleinen Wiederkäuern uneinheitlich und individuell stark unterschiedlich. Bei der Ziege konnte bestätigt werden, dass sich im Kronhorn die meisten Pigmente der Klaue befinden (WARZECHA, 1993). Im Unterschied zu anderen Untersuchungen verteilen sie sich auch gleichmäßig im Stratum corneum (ROSSKOPF, 1986; WARZECHA, 1993).

#### 5.1.2.4 Wandsegment

Das beim Rind häufig beschriebene Wandsegment bildet ebenso wie bei der Ziege mit seiner Blättchen-, Terminal- und Kappenepidermis den Klauenbeinträger: ein hochdifferenziertes Verankerungssystem zwischen Klauenrücken und großen Anteilen der axialen und abaxialen Wandflächen sowie den entsprechenden Anteilen der Hornkapsel. Der Klauenbeinträger sorgt für elastisch-federnde Zugübertragung.

Das Gewicht des Tieres übt Zug auf das innere Kronhorn, sowie Druckbelastung auf Sohle und Ballen aus (WESTERFELD, 2003; WESTERFELD et al., 2000). Dadurch wird der Klauenbeinmechanismus induziert. Dieser beschreibt eine reversible Formveränderung der Hornkapsel und der von ihr eingeschlossenen Strukturen während der Be- und Entlastung. (GÜNTHER, 1988; WESTERFELD, 2003). Bei Belastung senkt sich das Klauenbein durch die Einwirkung der Körperlast und bewegt sich palmar/plantar. Neben der Belastung des Aufhängeapparates und der elastischen Wirkung der Hornröhrchen wirkt der Ballenbereich mit seinem Ballenpolster unterstützend (MAIERL und MÜLLING, 2004a; WESTERFELD et al., 2000).

Im Blättchenhorn, das zwischen den proximodistal verlaufenden Lederhautblättchen liegt, werden die distal wachsenden Zellen sehr lange ernährt, woraus die gute Hornqualität dieses Bereiches resultiert (BUDRAS et al., 2005; MAIERL und MÜLLING, 2004a). Die mit Standardfärbungen sehr schwer erkennbaren Zellgrenzen der Hornblättchen können als Nachweis für die extreme Widerstandsfähigkeit des Bereiches gesehen werden.

Die stark gewellte Erscheinungsform der distalen Hornblättchen begründet Rosskopf (ROSSKOPF, 1986) mit Platzmangel, der mit Verkürzung der Rückenlänge der Lederhautblättchen einhergeht. Das bedeutet, dass das Horn proximal auf ganzer Länge der Lederhautblättchen gebildet wird. Wenn die Blättchen distal in ihrer Höhe abnehmen und das Horn von proximal nach distal vorschiebt, dann wird es dadurch gestaucht und Lederhaut- und Hornblättchen erhalten diese Wellenstruktur (Abb. 35b). Bei anderen Tierarten konnten weder Rosskopf (ROSSKOPF, 1986) noch andere Autoren eine wie bei kleinen Wiederkäuern vorkommende starke Verformung des Terminallagenhorns sowie der dazwischen liegenden Hornblättchen finden (BRUHNKE, 1931; FÜRST, 1992; GEYER, 1980; KASTNER, 1976; KEPLER, 1966; MÜLLING, 1993; WARZECHA, 1993; WILKENS, 1963). Beim Schaf findet Rosskopf (ROSSKOPF, 1986) eine Verkürzung der Rückenlänge der Lederhautblättchen von 25-50% im Vergleich von der Maximalhöhe zur niedrigsten Höhe bei distalen Schnitten. Bei der Ziege handelt es sich durchschnittlich um eine Höhenabnahme von 33% bei vergleichbaren Schnittebenen.

Bei Schafen und seltener bei Ziegen wird beschrieben, (WARZECHA, 1993), dass das qualitativ schlechte und zum Teil fehlende Terminallagenhorn vor allem am

axialen Übergang von Wand- zu Ballensegment auffällig ist. Warzecha stellt fest, dass das abgeschilferte Terminallagenhorn der kleinen Wiederkäuer histologisch dem Horn der veränderten, weichen und schmierigen Weißen Linie der Pferde gleicht (WARZECHA, 1993; ZENKER, 1991). Die Terminalpapillen zeigen eine deutliche PAS-positive Reaktion: Neben Zellkernresten, Lufteinschlüssen und interwie intrazelluläre Rissen ist das ein weiteres Anzeichen für die unvollständige Verhornung und die schlechte Qualität des Terminallagenhorns. Warzecha (WARZECHA, 1993) stellte fest, dass die Ziege weniger Zusammenhangstrennungen im Horn der weißen Linie aufwies als das Schaf.

Die bei kleinen Wiederkäuern sehr schmale weiße Linie (WARZECHA, 1993) stellt ähnlich wie beim Rind (BAGGOTT et al., 1988; BLOWEY, 1990; FIEDLER et al., 2004; MÜLLING, 1993; SCHMIDT, 1971) eine prädisponierte Stelle für Zusammenhangstrennungen dar. Nuss und Steiner (NUSS und STEINER, 2004) beschreiben die Pododermatitis septica circumscripta abaxialis (White Line Disease) des Rindes als häufigstes „Geschwür“ der Laufstallhaltung. Durch die Zusammenarbeit von schlechter Hornqualität, Gülle, Harnstoff und aufsteigender Mikroorganismen wird die Weiße Linie zur Prädilektionsstelle für diverse Erkrankungen: Kleine Wiederkäuer leiden dort sehr häufig an der sogenannten Hohlen Wand und an Hornrissen auch als Folge von in das weiche Horn der Weißen Linie eingetretener Fremdkörper. Daraus resultieren wie beim Rind aufgestiegene, tief gelegene Klauenerkrankungen wie Wandabszesse, Klauenabszesse, Gelenksentzündungen sowie Klauengeschwüre (STROBEL, 2009).

#### 5.1.2.5 Sohlensegment

Zur Ausdehnung und Abgrenzbarkeit des Sohlensegments stellte Geyer (GEYER, 1979) fest, dass die Ziege wie das Schwein einen gut in Grenzen zu fassenden Sohlenkörper besitzt. Beim Rind will er (GEYER, 1979), ebenso wie andere beim Schaf, (ROSSKOPF, 1986; WARZECHA, 1993) einen schwierig zu erkennenden, schmalen Streifen sehen, der zwischen Ballen und Tragrand eingeschoben ist. Bei der Ziege jedoch berichtet er über einen deutlich abgrenzbaren, klauenspitzenwärts gelegenen Bezirk. Diese Darstellung deckt sich mit sämtlichen, von uns untersuchten Ziegen- und Schafklauen. Das Sohlensegment der Klaue definierte Westerfeld

(WESTERFELD, 2003) als Transferregion, die sowohl zug- als auch druckelastische Elemente vereinigt und somit als Übergangsbereich zwischen dem Klauenbeinträger des Wandsegments (Zugbelastung) und dem Stoßdämpfungsapparat des Ballensegments (Druckbelastung) fungiert.

Die Tatsachen, dass die oberflächennahen Hornzellen in Sohle und Ballen anderes Färbeverhalten zeigen, sowie dass schollenartige Züge von mittelalten Hornzellen im Stratum corneum sich im Laufe des weiteren Verhornungsprozesses anders färben als ihre Umgebung, liegt an der Umdifferenzierung der Keratine. Die azidophilen Schollen des mittelalten Horns bestehen aus vermehrt basischen Keratinen und reagieren daher mit Eosin. Die Faserproteine der Hornsubstanz verknüpfen sich im Zuge der fortschreitenden Verhornung, ändern sich und orientieren sich um, nicht zuletzt verbinden sich die Tonofilamente vermehrt untereinander und geben den Farbstoffen weniger Angriffspunkte (REESE, 2012). Dies bewies Korte (KORTE, 1987) mit der Feststellung, dass Disulfidgruppen in proximodistalem Verlauf zu-, Sulfhydrylgruppen hingegen abnehmen. Dies wurde auf Oxidationsvorgänge von SH zu SS zurückgeführt, die stattfinden, wenn sich kurzkettige Keratinproteine zu Keratinfilamenten verbinden (STEINERT und IDLER, 1975). Für andere Klauensegmente konnte Korte keine Nachweise für ähnliche proportionale Zusammenhänge finden (KORTE, 1987). Neben der Bildung von Keratin durch Verbacken der Tonofilamente werden während des Verhornungsprozesses Kittsubstanzvesikel in den Interzellularspalt ausgeschleust und eine Veränderung des Plasmalemmas eingeleitet (DIRKS, 1985; ORFANOS, 1972), was ebenfalls die Färbeeigenschaft verändert. Bei der Bunten Deutschen Edelziege lassen sich ähnliche färberische Phänomene in anderen Klauensegmenten beobachten. Neben oben erwähnten Veränderungen spielt unregelmäßig starke Abschilferung und der damit verbundene Eintritt von Luftsauerstoff eine Rolle, ebenso die Qualität der Haltungsbedingungen (REESE, 2012; WORBES, 2009). Durch vermehrtes Stehen in Gülle und Feuchtigkeit löst sich der Interzellularkitt in hoher Geschwindigkeit auf (MÜLLING, 1993), schädigende Substanzen und Mikroorganismen dringen tiefer ins Horn ein und intensivieren Zersetzung und Abschilferung, was das löchrig bis blasige Aussehen der oberflächennahen Schichten des Stratum corneum des Sohlen- sowie des Ballensegments erklärt.

In diversen Werken wird beschrieben, dass die Verhornung über die Bildung eines harten oder eines weichen Typs abläuft. Im Fall des weichen Horns zeigt sich die Anwesenheit eines Stratum granulosum und somit intrazellulär auftretende Keratohyalin granula, beim harten Verhornungstyp hingegen fehlt diese Zellschicht. Allerdings verhornen bei verschiedenen Tierarten oben erwähnte Segmente in unregelmäßiger Zusammenstellung mit oder ohne eine Körnerzellschicht (GEYER, 1980; GIROUD und BULLIARD, 1934; 1935; GIROUD und LEBLOND, 1950-1951; KORTE, 1987; MÜLLING, 1993; ROSSKOPF, 1986; WILKENS, 1963). An der Schafsklaue wurde für den Saum, die Sohle und den Ballen ein Stratum granulosum gefunden (KORTE, 1987; ROSSKOPF, 1986; WARZECHA, 1993). Rosskopf (ROSSKOPF, 1986) fand sogar Keratohyalin granula im Terminalhorn, ähnlich wie Mülling und Fürst (FÜRST, 1992; MÜLLING, 1993) beim Rind, was in den eigenen Untersuchungen auch gezeigt werden konnte. Allerdings deckt sich nicht alles mit dem Schaf: Bei der Bunten Deutschen Edelziege konnte im Sohlensegment kein Stratum granulosum nachgewiesen werden, im Saum- sowie im Ballensegment aber schon. Somit ist hier die einzige Möglichkeit zur Unterscheidung zwischen Sohle und Ballen nicht die Abwesenheit der Subcutis (WARZECHA, 1993), sondern auch das Fehlen einer Körnerzellschicht.

Epidermiszellen erfahren im Laufe ihrer Verhornung verschiedene Stationen: die Synthese-, die Transformations- und die Reifungsphase (MATOLTSY, 1975; MÜLLING, 1993). Die Klauenepidermiszellen produzieren in der basalen Schicht Keratinfilamentbündel, die die Basalzellen mit Hemidesmosomen und sogenannten Wurzelfüßchen stabilisieren. In der Keimzellschicht produzieren die Zellorganellen einerseits Keratin, andererseits MCM (membrane coating material) oder Interzellularkitt, der in MCGs (membrane coating granules) gespeichert wird (HAYWARD, 1976; 1979; MATOLTSY, 1975; MATOLTSY und PARAKKAL, 1965; MATOLTSY und SINESI, 1957; MÜLLING, 1993). Die Vielzahl der gebildeten Keratinfilamente, die in allen drei Dimensionen des Raumes ausgerichtet sind (MÜLLING, 1993; WILKENS, 1963), kann man bei der Ziege vor allem im Stratum spinosum gut verfolgen. Genau wie beim Rind (MÜLLING, 1993) liegen die Keratinfilamente parallel zur Verhornungsgrenze. Mülling (MÜLLING, 1993) stellte die unterstützenswerte Hypothese auf, dass die Keratinfilamente ähnlich wie Spongiosabälkchen im Knochen entlang der Hauptspannungslinie, die bei Belastung

eines Knochens entsteht, ausgerichtet sind. Somit erhalten Zellen, die sich noch im Verhornungsprozess befinden, Beständigkeit gegen Druckkräfte.

Die in Sohle und Ballen auffälligen Übergangszellen der Verhornung (DIRKS, 1985; MATOLTSY, 1975; MÜLLING, 1993) zwischen Stratum spinosum und Stratum granulosum im Ballen bzw. Stratum corneum in der Sohle konnten in eigenen Präparaten ebenfalls gezeigt werden. Sie färben sich heller als ihre Umgebung und präsentieren sich ähnlich wie in anderen Untersuchungen als Zellen mit unruhigen Keratinfilamentzügen (MATOLTSY, 1975; MÜLLING, 1993). Diese Zellen sind der Ort der letzten Umdifferenzierung: Anhand von SS- und SH-Gruppennachweisen wurde gezeigt, dass sich die bis hierher produzierten Keratine schlagartig zu Ketten vernetzen, wodurch solide und lückenlose Hornmassen entstehen (MÜLLING, 1993).

#### 5.1.2.6 Ballensegment

Die Lederhautzotten des Sohlensegments und beider Ballensegmente sind bei Schwein und Schaf bogenförmig klauenspitzenwärts geneigt. Wie beim Schwein gehen sie mit einer nur kleinen, weiter spitzenwärts gerichteten Winkeländerung in die Hornröhrchen – die hier meist geradlinig verlaufen – über. Für beide Tierarten wird ein deutlicher Knick zwischen Papillenspitze und Hornröhrchen beschrieben, der beim Schwein deutlicher ausgebildet ist (GEYER, 1980; ROSSKOPF, 1986). Bei der Ziege ist diese Änderung des Krümmungsradius noch unscheinbarer. Diese Richtungsänderung beruht auf dem Aneinanderstoßen von harten und weicheren Zellverbänden und darauf einwirkende Druck- und Scherkräfte (MÜLLING, 1993). Der Übergang vom Sohlen- zum Ballenhorn ist durch das Auftreten eines anfangs wenige Zellschichten umfassenden Stratum granulosum markiert.

Die positive PAS-Reaktion um die Papillen und vor allem um die Papillenspitzen zeigt die massive Präsenz von Glykosaminoglykanen und anderen Glykoproteinen. Wie oben besprochen, führt die vermehrte Ansammlung dieser Stoffe vor allem in den weiten Röhrchenlumina des Sohlen- und vor allem des Ballenhorns zu einer erhöhten Elastizität. Hirschberg zeigte in mehreren Arbeiten eindrucksvoll die Mikrovaskularisation der Klauensegmente des Rindes (HIRSCHBERG, 1999; HIRSCHBERG et al., 2001; HIRSCHBERG et al., 1999; HIRSCHBERG und PLENDL, 2005). Die Ähnlichkeit des Papillarkörpers von Rind und Ziege lässt die Vermutung zu, dass vergleichbare Verhältnisse bei der Klauendurchblutung der



---

kleinen Wiederkäuer vorherrschen. Hirschberg zeigte, dass in allen zottentragenden Lederhautanteilen sogenannte arteriovenöse Randschlingen an den Papillenspitzen vorkommen. Hierbei handelt es sich um eine Anastomose zwischen zentral in den Papillen verlaufenden Arteriolen und Venulen, die bei der Ziege auch nachgewiesen sind (DOBLER, 1967). Der Gefäßaufbau unterstreicht die nutritive Funktion des Papillarkörpers für die Epidermiszellen (Abb. 4). Aus der Tatsache, dass an den Papillenspitzen - wo die arteriovenösen Randschlingen vorkommen - die heftigste PAS-Reaktion stattfindet, lässt sich schließen, dass hier der Übertritt der meisten Stoffe auf der geringsten Fläche stattfindet. Das wird durch die funktionsangepasste Baueigentümlichkeit der Kapillaren unterstützt, denn sie liegen als fenestrierter Typ vor, was besonders regen Stoffaustausch zulässt (DIRKS, 1985). Die außerordentliche Länge der Lederhautpapillen in Sohle und Ballen lässt entsprechend dem FICK'schen Diffusionsgesetz (KOBAYASHI, 1990; SCHRÖDER und DIENER, 2000) einen möglichst langen Stoffaustausch zu. Die Bildung möglichst vieler Glycoproteine kann also als Weichmacherfunktion dieser Klauensegmente beschrieben werden und unterstützt Müllings Hypothese (MÜLLING, 1993). Somit erfüllt der Ballen seine Funktion als Stoßdämpfungsapparat (WESTERFELD, 2003). Die Hornröhrchen von Sohlen- und Ballensegment sind ähnlich zum Schaf (ROSSKOPF, 1986) meist intakt mit deutlichen Zellgrenzen und erkennbaren Zellkernen und nicht wie beim Schwein, wo Geyer (GEYER, 1980) meist zerfallene oder sich im Zerfall befindende Zellen beschreibt. Nahe der Fußungsfläche nähert sich das Bild eher den beim Schwein beschriebenen Verhältnissen an.

Im Stratum corneum eines jeden Klauensegments sind durch Entwässerung vergrößerte Zellzwischenräume und in ihnen Stachelzellfortsätzen erkennbar. Mülling (MÜLLING, 1993) beschrieb ähnliche Phänomene für jedes Stratum corneum der Rinderklaue, doch dies deckt sich nicht mit der Ziege: Sogar in sehr schwachen Hornzellschichten des Ballens zeigen sich keine Schrumpfungerscheinungen. Die Interzellularspalte des Bereichs ist gleichmäßig schmal und schlecht erkennbar. In diesem Bereich befindet sich eine große Menge Interzellularkitt zwischen den Zellen. Die Tatsache, dass Austrocknung und Schrumpfung durch Fixation die Zellzwischenräume nicht weitert, da der Kitt die Zellen zusammenhält, spricht ebenfalls für die ausgesprochene Härte des Ziegenklauenhorns.

Pigmente sind im Ballensegment sehr rar: In vielen Schnitten findet man gar keine, manchmal wenige Melanozyten. Das stimmt mit den Ergebnissen von Dietz und Prietz überein, die die Menge der Pigmente im direkt proportionalen Zusammenhang mit der Härte des Horns sahen (DIETZ und PRIETZ, 1981).

### 5.1.3 Rasterelektronenmikroskopische Untersuchungen

Zur Untersuchung der Form und Oberfläche des Papillarkörpers stellt die Rasterelektronenmikroskopie den Goldstandard dar. Die Lederhaut dient als Patrice und ist maßgeblich für die Form der Epidermis (Matrice) verantwortlich (FÜRST, 1992; ZIETZSCHMANN, 1918). Neben einer anschaulichen dreidimensionalen Darstellung der Papillen- und Blättchenformationen der Ziege gibt die vorliegende Untersuchung einen Einblick in die Form und Funktion der dermoepidermalen Grenzfläche.

Im Einklang mit eigenen Ergebnissen konnte in anderen Untersuchungen mit dem Rasterelektronenmikroskop (REM) über die Rinderklaue (MÜLLING, 1993; SCHWEITZER und KÖNIG, 1990) und Gefriermikrotomschnitten von injizierten Ziegenklauen (DOBLER, 1967) festgestellt werden, dass der Papillarkörper segmentspezifische Unterschiede aufweist. Der augenscheinlichste Unterschied sind die beiden grundlegendsten Modifikationen der Lederhaut: die Lederhautblättchen und die Lederhautpapillen. Die Papille ist die entwicklungsgeschichtlich jüngere Variante dieser möglichen Modifikationen (DIRKS, 1985; MÜLLING, 1993; ZIETZSCHMANN, 1918), deren Übergänge ineinander fließend erscheinen. Die optisch naheliegende Erklärung von Fürst (FÜRST, 1992), dass die Papillen zu Lederhautblättchen verschmelzen, scheint nach eigenen Erkenntnissen und den Ergebnissen anderer Arbeiten (DIRKS, 1985; MÜLLING, 1993) unbefriedigend. Die Theorie, dass die phylogenetisch älteren Lederhautleisten sich an Übergangsbereichen zunehmend zergliedern, konnte parallel zu den Ergebnissen von Dirks (DIRKS, 1985) am Übergang von Kron- ins Wandhorn und von Mülling (MÜLLING, 1993) am Terminal-, Sohlen- und Ballenhorn gezeigt werden. Die Papillen sitzen auf diesen Leisten wie auf einem langen Gebirgskamm und stechen als prominente Maxima in die Höhe. Im Sohlen- und Ballensegment erkennt man sie besonders eindrucksvoll bei plattgedrückten Präparaten, bei denen die Papillen und ihre Leisten dachziegelartig übereinander liegen. Durch diese „Scheitelung“ sind die

Leisten in ihrer vollen Ausdehnung sichtbar. Die Anordnung der Papillen auf Leisten beweist sich auch in den lichtmikroskopischen Ergebnissen, wo eine lineare Anordnung der Sohlenhornröhrchen beim Übergang von der weißen Linie auf das Sohlensegment festgestellt werden konnte. Die Durchblutungsverhältnisse stützen diese Theorie, denn die Blutgefäße im Wandsegment verlaufen parallel zur Kontur des Klauenbeins. Somit kann sich jederzeit eine Zotte mit zentraler Blutgefäßversorgung abschnüren, ohne vorher umgebaut zu werden (DIRKS, 1985). Der Papillarkörper erfüllt zwei grundlegende Aufgaben: Er sorgt für mechanischen Zusammenhalt zwischen Epidermis und tiefer gelegenen Stützteilen und sorgt für Oberflächenvergrößerung (KOBAYASHI, 1990; SILVA et al., 2002). Der mechanische Part beruht auf der Kraftübertragung: Vom Hornschuh wird die Gewichtskraft des Tieres über den Klauenbeinträger des Wandsegments direkt auf das Klauenbein übertragen. Beim Stoßdämpfungsapparat des Ballens werden Kräfte über sämtliche epidermale Schichten auf die Lederhaut und weiter auf tiefer liegende Strukturen übertragen (BRUHNKE, 1928; 1931; WESTERFELD, 2003; WESTERFELD et al., 2000). Die Oberflächenvergrößerung auf das 20fache (FÜRST, 1992) durch Zergliederung der Lederhautblättchen findet überall dort statt, wo eine hohe Hornbildungsrate benötigt wird (DIRKS, 1985; MÜLLING, 1993). Die weitere Vergrößerung der Oberfläche durch sogenannte Kannelierung der Papillen nahe ihrer Basen und das Vorhandensein von Mikroleisten auf den Papillen- aber auch auf den Lederhautblättchenoberflächen wurde schon früh erkannt, und ihnen wurde der Zweck der Oberflächenvergrößerung zugesprochen (SEIDEL, 1992; SIMON, 1951; WILKENS, 1963). Mülling (MÜLLING, 1993) attestiert den beim Rind korkenzieherartig (FÜRST, 1992; MÜLLING, 1993; WILKENS, 1963) um die Papillen gewundenen Kannelierungen torsionsfederartiges Aussehen und eine ebensolche Funktion. Bei der Ziege kommen diese Kannelierungen in massivem Maße vor, allerdings laufen sie gerade von der Papillenbasis auf ihre Spitze zu. Also kann hier die Hypothese einer solch mechanischen Funktion schwerlich unterstützt werden. Die Mikroleisten verlaufen wie leicht geschlängelte Schienen entlang der Papillen von der Basis bis zur Spitze. Wie bei der Hundekralle (SEIDEL, 1992) besetzen die Mikroleisten alle Papillen sämtlicher Segmente. Im Gegensatz zum Rind (MÜLLING, 1993) sind bei der Ziege die Lederhautblättchen ebenfalls von vertikal verlaufenden Mikroleisten zerfurcht. Ebenso wie beim Rind sind die Mikroleisten sämtlicher

---

Klauensegmente mit Verdickungen der Leistenfirste deutlich sichtbar, was ihnen das Aussehen eines T-Trägers verleiht. Das damit verbundene mechanische Prinzip der Verankerung des Coriums in der Epidermis liegt auch bei der Ziege nahe (MÜLLING, 1993). Zudem kommt bei der Ziege Furchung der Papillenoberfläche hinzu, die quer zur Wachstumsrichtung ausgerichtet ist. Manche Zotten sind davon übersät und erinnern durch die überlappende Anordnung an die Haut eines geschuppten Fisches. Dieser Besonderheit kann man eine mechanische Haltefunktion zwischen Corium und Epidermis zuschreiben. Die Lederhautblättchen der Ziege zeigen auf ihrer Oberfläche - ähnlich wie die benachbarten Papillen - in Wachstumsrichtung verlaufende Mikroleisten. Zusätzlich dazu überziehen quer verlaufende, tiefe Falten die Blättchen. Die Tiefe dieser ist nativ nicht nachzuvollziehen, da sie als Fixierungsartefakt verstärkt worden sein könnte, doch ihre native Existenz ist auf Grund der Regelmäßigkeit und Menge sehr wahrscheinlich. Es ist anzunehmen, dass es sich hierbei um eine Oberflächenvergrößerung handelt. Ähnlich wie beim Rind (MÜLLING, 1993) konnte festgestellt werden, dass die Lederhautblättchen knapp proximal ihres distalen Endes beginnen, sich in die Terminalpapillen zergliedern und in diesem Zuge zusätzlich an Höhe zu verlieren. Das entspricht Beobachtungen anderer Arbeiten über die Rinderklaue (DIRKS, 1985; HABERMEHL, 1996; HOHMANN, 1901; WILKENS, 1963) und der Schafklaue (ROSSKOPF, 1986), die eine sukzessive Abnahme der Lederhautblättchen auf ihrem Weg distal beschreiben. Mülling (MÜLLING, 1993) widerspricht dieser Theorie, denn er sieht beim Rind die Abnahme der Höhe lediglich in der Zergliederung der Blättchen begründet. Je weiter palmar/plantar die Schnitte gemacht wurden, desto abrupter erfolgt die Zergliederung, so dass nahe am Übergang von Wand zum Ballen entlang der Blättchen keine Kappenpapillen auftreten und die Blättchen auf einmal in die Terminalpapillen zerfallen. Im Gegensatz hierzu wurden beim Rind auf der distalen Hälfte der Firste aller Lederhautblättchen Kappenpapillen gefunden (DIRKS, 1985; HOHMANN, 1901; MÜLLING, 1993). Die Blättchen teilen sich, wie bei Rind, Schaf und Ziege schon beschrieben, (HOHMANN, 1901; MÜLLING, 1993; THOMS, 1896) in distalen Bereichen des Öfteren wie ein umgedrehtes V. Dies hat den Grund, dass der distale Teil des Wandsegments ein größeres Ausmaß annimmt als der proximale und somit eine Lückenbildung zwischen den Blättchen vermieden wird (MÜLLING, 1993).

## 5.2 Untersuchungen zur Stauungsanästhesie beim Schaf

Bei der Leitungsanästhesie wird die Reizweiterleitung in einem Nervenstrang unterbrochen: Das Lokalanästhetikum wird dabei entweder unter die Nervenscheide oder in die direkte Nachbarschaft des Nervs injiziert. Von dort aus gelangt es über Diffusion an die Nervenfasern (WESTHUES und FRITSCH, 1960). Allerdings wird diese Methode der Lokalanästhesie beim Nutztier nicht sonderlich häufig angewendet: Erstens ist die Diagnose der Klauenerkrankung mit unaufwändigeren klinischen Untersuchungen zu stellen als mit diagnostischen Anästhesien wie beim Pferd. Zweitens ist die Nervenversorgung der Gliedmaße der Wiederkäuer vergleichsweise komplex, und daher ist eine sehr genaue topographische Kenntnis für eine zuverlässige Leitungsanästhesie unabdingbar (ARCULARIUS, 1982; MAIERL und NUSS, 2004b). Eine palpatorische Lokalisierung der Nerven ist aufgrund der Dicke und Derbheit der Haut distal des Karpus und Tarsus äußerst schwierig. Damit sind die Resultate der Betäubung oft nicht zufriedenstellend, insbesondere bei weniger erfahrenen Personen. Außerdem müssen beim Rind für den Ringblock auf Höhe der Diaphyse des Metacarpus bzw. Metatarsus bis zu 60ml Lokalanästhetikum an verschiedenen Stellen injiziert werden. Zudem müssen Depots subkutan sowie subfascial gesetzt werden, damit eine zufriedenstellende Schmerzausschaltung gewährleistet ist (MAIERL und NUSS, 2004b; PRENTICE et al., 1974). Das ist für die Tiere schmerzhaft und strapaziös.

Allerdings ist das detaillierte Wissen über den Verlauf der Nerven und das Beherrschen der Leitungsanästhesie bei diagnostischer Unsicherheit von Vorteil, da die intravenöse Stauungsanästhesie den Lahmheitsherd zu ungenau abgrenzen würde. Ebenso kann die Stauungsanästhesie nicht angewendet werden bei schweren Verletzungen im Zehenbereich oder hochgradig veränderten Geweben, wie zum Beispiel der Zehenphlegmone (ARCULARIUS, 1982; MAIERL und NUSS, 2004b; WESTHUES und FRITSCH, 1960). Magda (MAGDA, 1960) beschreibt die Leitungsanästhesie sogar als einzige Methode, die beim Großtier zur völligen Unempfindlichkeit führt.

Die Nebenwirkungen der Stauungsanästhesie beim Rind untersuchten Prentice, Wyn-Jones et al. (PRENTICE et al., 1974): Sie maßen während der Anästhesie die Puls- und Atemfrequenz, nahmen EKGs und untersuchten die Lidocainkonzentration

im Serum nach Öffnen des Stauschlauchs. Die untersuchten Rinder zeigten genau wie unsere Schafe weder bei Puls noch Atmung klinische Auffälligkeiten, noch veränderten sich die Elektrokardiogramme. Bei der Bestimmung der Lidocainkonzentration im Blutserum wurde ein Peak ungefähr zehn Minuten nach Abnehmen des Esmarchschlauches erreicht, die Konzentration überschritt aber nie 1 µg/ml. Diese Werte beziehen sich auf eine Applikation von 30 ml einer 1,7 prozentigen Lidocainhydrochloridlösung, was insgesamt 510 mg für ausgewachsene Rinder ergibt. Der toxische Grenzwert wird für Procain ohne Sperrkörper bei Tieren allgemein mit 10mg/kg Körpergewicht angegeben (AMMER und POTSCHKA, 2010).

Tab. 10: Dosierungsübersicht

Tierart	Injektions- volumen (ml)	Konzentration	Dosis (mg/kg)	Autoren
Rind (600 kg)	18	2%	0,6	Fehlings 1980
Schaf (70 kg)	10	2%	2,9	Skarda and Tranquilli 2007

Nach diesen Angaben liegt die Dosierung des Schafs zwar auch noch deutlich unter dem toxischen Grenzwert, beträgt jedoch fast das Fünffache des Rindes. Beim vorliegenden Versuch wurde mit wesentlich niedrigerer Dosierung gearbeitet: Zum einen war damit zu rechnen, dass die größere Menge zu viel für den feinen Venenbaum der Schafgliedmaße ist. Zum anderen entspricht unsere Dosierung in Relation der des Rindes, und es war eine dementsprechende Wirkung zu erwarten. Untersuchungen zur Toxizität von Lidocain bei adulten, neugeborenen Schafen sowie Schafsfeten haben ergeben, dass Feten eine weitaus höhere Toleranz zeigen als Neugeborene. Diese wiederum vertragen eine höhere Dosis als ausgewachsene Schafe. Um bei einem adulten Schaf Vergiftungserscheinungen auszulösen sind 5,8 +/- 1,8 mg/kg Lidocain von Nöten. Um dies bei einem Feten zu zeigen braucht man eine Dosis von 41,9 +/- 6,0 mg/kg (MORISHIMA et al., 1981). Prinzipiell ist bei einer intravenösen Gabe mit einer höheren Resorptionsgeschwindigkeit und Toxizität des Lokalanästhetikums zu rechnen als bei submuköser oder subkutaner Gabe (SONNABEND und MASCHINSKI, 1976). Prinzipiell wird empfohlen, den Stau beim

Schaf für mindestens 15-120 min aufrechtzuerhalten, um toxische Nebenwirkungen des eingesetzten Lokalanästhetikums zu verhindern (GANTER, 2001b). Obwohl Procain im Vergleich zu anderen Lokalanästhetika die geringste gewebsschädigende und systemtoxische Wirkung hat, kann es bei intravenöser Verabreichung von niedrigen Dosen für wenige Minuten zu Nebenwirkungen und Erregungserscheinungen kommen (AMMER und POTSCHKA, 2010).

Bei ähnlichen Untersuchungen wurde festgestellt, dass sich mit angelegtem Stauschlauch eine geringe, aber messbare Konzentration von Lidocain und gegebenenfalls von Antibiotika systemisch im Blut befand, was bedeutet, dass eine minimale Diffusion durch Gewebe am Stauschlauch vorbei stattfindet, bzw. dass der Blutfluss im Röhrbein dafür verantwortlich ist. Nach Öffnen des Staus wurde ein geringfügiger Anstieg der Konzentration nach fünf Minuten gemessen, jedoch stellten die Untersucher keine klinischen Anzeichen einer postanästhetischen Toxikose fest (BOGAN und WEAVER, 1978; STANEK und FESSL, 1985). Auch Avemann (AVEMANN, 1974) untersuchte seine Tiere auf Unverträglichkeitserscheinungen und erwähnte wie auch Manohar, Kumar et al. (MANOHAR et al., 1971) Speicheln, Zittern, Tränenfluss sowie intensivere und frequentere Atmung. Die von Avemann (AVEMANN, 1974) gemessene Tachykardie schrieb er der Aufregung des Niederschnürens zu. Manche Schafe zeigten ähnliche Anzeichen von Stress, die meisten aber ließen die Prozedur stoisch über sich ergehen. Grundsätzlich ist die geringe Vergiftungsgefahr bei korrekter Dosierung nicht verwunderlich, weil das Blut einer anästhesierten Schultergliedmaße in der V. cava cranialis mit dem Rückfluss aus der anderen Gliedmaße sowie von Kopf und Hals vermischt und im rechten Herzen mit dem Blut aus der V. cava caudalis zusätzlich verdünnt wird. Entsprechend ist die Situation bei der Anästhesie an der Beckengliedmaße. Erst nach der Passage durch den kleinen Kreislauf gelangt das hochverdünnte Lokalanästhetikum teilweise in die Herzkranzarterien und kann eventuell eine Wirkung am Herzmuskel entfalten.

Bei einer Laparatomieübung für Studenten trat 1986 eine Reihe von Lidocainvergiftungen bei Mutterschafen auf: Die Tiere wurden mit 20 mg/kg Körpergewicht einer zweiprozentigen Lidocainhydrochloridlösung subkutan anästhesiert. Die Autoren sind sich aber nicht sicher, ob das Betäubungsmittel nicht intraperitoneal appliziert wurde, da die Anästhesie von ungeübten Studenten

durchgeführt wurde. Innerhalb einer Viertelstunde entwickelten die Tiere Muskelzittern, Krämpfe, wurden matt, festliegend, zeigten unter anderem Opisthotonus, Mydriasis und Blindheit. Nach Behandlung, auf die sich das Allgemeinbefinden der Tiere prompt besserte, und nach Entnahme von Blutproben, die sich im Nachhinein als unauffällig herausstellten, wurden die Tiere nach zwei Wochen noch einmal anästhesiert, dieses Mal allerdings mit 10 mg/kg Körpergewicht. Hierauf zeigte keines der Schafe Unverträglichkeitserscheinungen. Aus diesen Gründen nehmen die Autoren an, dass es sich um eine Lidocainvergiftung bei der Dosis 20 mg/kg Körpergewicht handeln muss (SCARRATT und TROUTT, 1986). Bei Muskelkrämpfen empfehlen Humananästhesisten kleine Dosen Diazepam und zur Behandlung von kardiovaskulärer Depression wird zur Gabe von Vasokonstriktoren wie z.B. Ephedrin geraten (RUDOLPH und DE JONG, 1980). Eine weitere mögliche Nebenerscheinung, die aber sehr selten auftritt, ist eine generalisierte digitale Thrombose, die distal des Esmarchschlauches entstehen kann (KOFLER et al., 2004; STEINER et al., 1990). Diese zeigt sich häufig mit den schwerwiegenden Symptomen einer mangelhaften Blutversorgung: die kalte Temperatur des betroffenen Körperteils und eine tiefe Blauverfärbung mit deutlicher Grenze zu gut versorgter Haut (KOFLER et al., 2004; STEINER et al., 1990). Allerdings müssen sich diese klinischen Symptome nicht zwingend einstellen (KOFLER et al., 1996; KOFLER und KÜBBER-HEISS, 1997).

Bei keinem der Tiere der vorliegenden Untersuchung traten die oben erwähnten Nebenwirkungen ein, sie zeigten weder reduziertes Allgemeinbefinden, noch verloren sie während der gesamten Versuchszeit an Gewicht. Die Injektionsbeule verstrich zügig nach dem Öffnen des Stauschlauches. Sie trat, wenn überhaupt, an der Vordergliedmaße auf, denn die Menge des injizierten Lokalanästhetikums war durchschnittlich 2,6-mal so groß wie die Blutmenge, die aus der Vene abging. Bei der Hintergliedmaße war die Blutmenge in etwa 1,5-mal so groß. Bei einem Tier verrutschte der Stauschlauch schon nach etwa fünf Minuten, doch das Tier zeigte keine Anzeichen von Unverträglichkeiten.

Bis auf zwei waren die Tiere an den Kontrolltagen bei der Allgemeinuntersuchung unauffällig. Das eine der beiden reagierte auf Palpation des anästhesierten Beines geringgradig schmerzhaft bei der ersten Nachuntersuchung, was bei den nächsten Untersuchungen nicht reproduzierbar war. Das zweite auffällige Tier zeigte am Tag



der ersten Nachuntersuchung eine Lahmheit, die auf eine Hautverletzung im Zwischenklauenspalt zurückzuführen war. Sie wurde mit einem CTC-Spray behandelt und war bei der zweiten Untersuchung nicht mehr zu erkennen. Die Temperatursteigerung der Tiere bei den Untersuchungen lag zum einen daran, dass sie ungeschoren waren, zum anderen daran, dass sie dem Stress des Gefangenwerdens ausgesetzt waren. Der Beweis, dass es sich hierbei nicht um Fieber handelte, konnte dadurch erbracht werden, dass die zuletzt fixierten Kontrolltiere auch hohe Temperaturen zeigten.

Im Gegensatz zu Babalola und Oke (BABALOLA und OKE, 1983), die eine Kanüle benutzten, mit der sie die Schmerzhaftigkeit prüften, wurde in diesem Versuch eine Klemme verwendet, um die Tiere so wenig wie möglich zu schädigen. Die Reaktion auf die Klemmenprobe bei der Hintergliedmaße fiel vergleichsweise gering aus, egal ob die Tiere sediert waren oder nicht. Bei allen Tieren wurde im Vergleich die Gegenseite, dann die Vordergliedmaße getestet. Die Gegenseite zeigte eine ebenso schwache Schmerzreaktion, die Vordergliedmaße hingegen wurde heftig zurückgezogen. Wenn also nach dem Lösen des Stauschlauches die Reaktion kräftig genug erschien, wurde das Tier vorsichtig in Seitenlage abgelegt, beim Aufstehen assistiert und auf Lahmheit geachtet. Bei beiden Versuchen zeigten die schwersten Schafe Lahmheiten an der Hinterhand bis zu einer Minute, die bei Belastung schnell verschwand und auf die mangelnde Durchblutung beim Sitzen zurückzuführen ist, was einem eingeschlafenen Bein gleichkommt.

An der Vordergliedmaße war das Auffinden der Venen mit größeren Schwierigkeiten verbunden als an der Hintergliedmaße. Die dorsal auf dem Metacarpus liegende V. cephalica accessoria konnte einmal aufgefunden und punktiert werden, die distal und abaxial palmar auf Höhe des Fesselgelenks liegende V. digitalis propria abaxialis IV konnte dreimal aufgestaut werden. Mit 6-mal war die V. metacarpalis palmaris profunda die am häufigsten auffindbare Vene. Sie und ihr oberflächliches Venengeflecht befinden sich knapp distal des Karpalgelenks auf der abaxialen und palmaren Seite. Da an der Vorderhand die Venen nicht regelmäßig anstaubar waren, lohnt es sich, die Gliedmaße vollständig zu scheren und den Stau frühzeitig (einige Minuten vor der Durchführung der Anästhesie) anzubringen. An allen 10 Hintergliedmaßen traten die V. metacarpalis dorsalis communis III und ihr Verbindungsast zum plantaren tiefen Venensystem, der sich über abaxial nach

palmar schwingt, deutlich hervor. Der Verbindungsast wurde 4-mal punktiert, die dorsale gemeinsame Vene 6-mal. An der Hinterhand befand sich wesentlich mehr Blut in den viel größeren Venen, warum das Blut hier auch im Strahl abging. Für die zarten Venen der Vordergliedmaße eignet sich am besten eine Sterican® Braun-Einmalkanülen mit einem Durchmesser von 0,8 mm, da dieser zwar noch das Abgehen einer angemessenen Menge Blut zulässt, aber nicht zu großkalibrig ist. Bei schweren Schafen sind auch Kanülen mit 0,1 mm größerem Durchmesser angebracht, denn sie stellen sicher, dass die Gliedmaße besser entbluten. Die großen Gefäße der Hintergliedmaße lassen sich hervorragend mit 1,2 mm Kanülen punktieren, so dass das Blut im Strahl abgeht, für die Vordergliedmaße waren sie sich allerdings als zu großkalibrig (Sterican® Braun in den Größen 1,2\*40mm (rosa), 0,9\*40mm (gelb) und 0,8\*40mm (grün)).

Ein Tier zeigte an der Vordergliedmaße zu Beginn eine einseitige Anästhesie. Nach 5 Minuten war die laterale Klaue vollständig anästhesiert, die mediale erst nach 9 Minuten. Der späte Wirkungseintritt und die zunächst einseitige Anästhesie lässt die Vermutung zu, dass der Venenbaum nicht vollständig mit Lokalanästhetikum gefüllt wurde. Aufgrund der immensen individuellen Unterschiede der Venen beim kleinen Wiederkäuer wäre auch die Möglichkeit denkbar, dass ein, sich vollkommen anders aufspaltender Venenbaum die verzögerte Verteilung verursachte. Entweder lief ein Teil des Wirkstoffes paravenös, oder er verteilte sich erst nach einer gewissen Zeit im Venensystem der Gliedmaße.

Die heftigen Abwehrbewegungen der Vordergliedmaßen konnten von zwei Personen kontrolliert werden, doch die der Hintergliedmaße waren bei sehr wehrhaften Tieren schwer zu bändigen, deshalb wurden die fünf Tiere mit 0,2 mg/kg Xylazin (Xylazin® 2%, Serumwerk Bernburg AG) sediert. Die analgetische Wirkung von Xylazin (Xylazin® 2%, Serumwerk Bernburg AG) ist an den Gliedmaßen als gering einzuschätzen (AMMER und POTSCHKA, 2010), was die Schmerzreaktion der Tiere nicht maßgeblich beeinträchtigt. Um dies allerdings detailliert abschätzen zu können, wurden drei von fünf Kontrolltieren ebenfalls leicht sediert. Für operative Eingriffe vor allem an der Hinterhand ist es gängige Praxis, die Tiere für die Applikation der Lokalanästhesie zu sedieren, um massive Abwehrbewegungen bei der Punktion auszuschließen (VOIGT, 2013). Bei den 5 anderen Versuchstieren wurde die Hintergliedmaße von einer Hilfsperson gehalten, das jeweilige Tier auf diese Weise

---

zur Punktion ruhig gestellt. Auf die Nutzung einer Flügelkanüle (HALL und CLARKE, 1983; KLAUHN und STAUFENBIEL, 2003) wurde verzichtet, da – entsprechend der Länge des Schlauches – eine gewisse Menge Blut im Venenperfusionsbesteck verbleibt, das dann bei der Injektion des Lokalanästhetikums wieder in den Blutgefäßbaum re-injiziert worden wäre. Das erschien bei der ohnehin geringen Blutmenge, die aus der Vordergliedmaße abging hinderlich zu sein.

Die Schur der Füße bewies sich als vorteilhaft. Die Haut der rasierten Gliedmaße wurde zum einen durch die Abwehr der Tiere geringgradig verletzt, zum anderen zeigten sich Schrunden, die erst zum Ende der 14 Versuchstage vollständig abgeheilt waren. Bei der Schur hingegen zeigten sich die Tiere geduldig, die Beine wurden nicht verletzt, und im Vergleich zur Rasur war es bedeutend weniger zeitintensiv. Die anschließende Desinfektion des Punktionsgebietes fiel nach der Schur leichter, da der Alkohol auf keine verletzten Hautpartien geraten konnte.

Mögliche Komplikationen dieses einfachen und praktikablen Anästhesieverfahrens müssen noch erwähnt werden, die, gegebenenfalls auch kombiniert mit einer Stauungsantibiose auftreten können. In der vorliegenden Literatur werden Infektionen im Zusammenhang mit der Injektion, Hämatome unter anderem wegen des Durchstechens der Vene, Entzündungen, Thrombosierungen, Unterhautfibrosierungen und hochdolente Schwellungen erwähnt (ANTALOVSKY, 1965; MAIERL und NUSS, 2004b; PRENTICE et al., 1974; STEINER et al., 1990).

## 6 Zusammenfassung

Ziel dieser Arbeit war es zum einen die normalanatomischen, makroskopischen sowie mikroskopischen Verhältnisse der distalen Gliedmaße und Klauen von kleinen Wiederkäuern darzustellen und ausführlich zu untersuchen. Zum anderen sollte mit den vorher gewonnen Erkenntnissen ein, beim kleinen Wiederkäuer zwar beschriebenes, jedoch nicht erprobtes Anästhesieverfahren im Tierversuch getestet werden: die retrograde, intravenöse Stauungsanästhesie (ISTVAN).

Die Klauen von 24 kleinen Wiederkäuern verschiedener Rassen wurden in histologischen, rasterelektronenmikroskopischen, korrosionsanatomischen und präparatorischen Untersuchungen begutachtet um eine Vergleichsmöglichkeit für pathohistologische Verhältnisse bei Klauenveränderungen der kleinen Wiederkäuer zu bieten.

In einem Tierversuch wurde an einer Versuchstiergruppe von 10 Schafen die ISTVAN getestet, zur Überprüfung der Ergebnisse stand eine Kontrollgruppe von 5 Tieren zur Verfügung. Das Schaf wurde in sitzende Haltung verbracht und von einem Assistenten in dieser Position fixiert. Nun wurde die entsprechende Gliedmaße geschoren, gewaschen und anschließend desinfiziert. Proximal der Injektionsstelle wurde die Gliedmaße mit einem Stauschlauch abgebunden und dadurch von der Blutzirkulation isoliert. Innerhalb kürzester Zeit traten nun die oberflächlich verlaufenden Venen deutlich hervor. Das Gefäß wurde punktiert und ein Lokalanästhetikum injiziert. Entsprechend der anatomischen Voruntersuchungen der Venenstruktur und –topographie an Fußpräparaten kleiner Wiederkäuer zeigten sich folgende Gefäße durch ihren oberflächlichen Verlauf für die Injektion als besonders geeignet: an der Schultergliedmaße die V. cephalica und die V. metacarpalis palmaris profunda, an der Beckengliedmaße die V. metatarsalis dorsalis communis III sowie der prominente Verbindungsast zwischen dem oberflächlichen und tiefem Venensystem.

Um die Wirkung des Lokalanästhetikums zu prüfen wurde im Zwischenklauenspalt mit einer Arterienklemme Druck ausgeübt, um die Oberflächensensibilität zu testen. Dabei wurde die Zeit von der retrograden Injektion des Lokalanästhetikums bis zur Schmerzfreiheit bestimmt. Der Stauschlauch wurde 10 min nach Eintritt der

---

Schmerzfreiheit wieder gelöst. Vor, während und bis 10 Minuten nach dem Versuch wurden bei dem Tier Herzfrequenz- und Atemfrequenzkontrollen durchgeführt, um mögliche systemische Einflüsse des intravenös applizierten Lokalanästhetikums nach Lösen des Staus zu überprüfen.

Am Tag 1, Tag 4 und Tag 7 nach dem Versuch wurde eine Allgemein- und Lahmheitsuntersuchung durchgeführt sowie die Injektionsstellen an den Gliedmaßen im Speziellen nachuntersucht, was keine nennenswerten Auffälligkeiten ergab. Direkt im Anschluss an die letzte Kontrolle erfolgte der gleiche Versuch an der Hintergliedmaße der 10 Versuchstiere.

Diese für das Rind mehrfach beschriebene Methode kann beim kleinen Wiederkäuer für schmerzhaftes Klauenbehandlungen sowie chirurgische Eingriffe bis hin zur Klauenamputation angewendet werden.

---

## 7 Summary

Topographic-clinical studies about the feet of goat and sheep.

This study was performed for multiple purposes. First, the anatomical structures of the feet and claws of small ruminants are presented and thoroughly examined both macroscopically and microscopically. On top of that, an animal experiment is performed to examine a well described, yet not established technique to anaesthetize feet and claws in small ruminants: the retrograde, intravenous regional anaesthesia (RIRA/ISTVAN). The RIRA is used as a matter of routine for operations on bovine claws. It is a simple yet efficient way of achieving total analgesia in an area of treatment or operation that can be performed without detailed anatomical knowledge.

The claws of 24 small ruminants of various races were examined histologically, by scanning electron microscope as well as corrosion-casting preparations and anatomical preparations. This should ensure that pathological abnormalities of the claws of small ruminants could be detected and differentiated.

The RIRA/ISTVAN was tested in an animal experiment comprising 10 sheep. Another 5 sheep served as a control group for verifying the results.

The sheep was fixated in a sitting position by an assistant. The relevant limb was sheared, washed and disinfected between the carpal/tarsal joint and the claw shoe. Just proximal of the injection site, the limb was ligated with a rubber tourniquet in several rounds and thus isolated from the blood circulation. The superficial veins appeared within shortest time. The relevant vessel was punctuated and a local anaesthetic agent was injected into the vessel. Prior to this experiment, anatomical examinations of the structural and topographical circumstances of the venous system on the limbs of small ruminants had been performed. The findings suggested that the following veins are especially suitable for injections due to their superficial pathway: at the front limb the V. cephalica as well as the V. metacarpalis palmaris profunda can be used, at the hind limb the V. metatarsalis dorsalis communis III together with the prominent connecting vessel between the superficial and the deep venous system serve for this purpose.

---

The sensation of pain was evaluated with a clamp by provoking the interdigital reflex. Thus the effect of the local anaesthetic was verified and the time span from injecting the local anaesthetic until the onset of complete analgesia was examined. Ten minutes after the onset of complete analgesia, the tourniquet was removed. Prior to fixating the sheep in a sitting position, controls of heart- and respiratory rate were started. These were continued until 10 minutes after removing the tourniquet in order to rule out potential systemic influences of the intravenously applied local anaesthetics.

On days 1, 4 and 7 following the experiment, a general examination as well as an orthopaedic examination were performed. The results of both examinations were unremarkable. Subsequently, the same experiment was started on the hind limbs of the same experimental animals.

This method, which has been described multiple times for cattle, can be used for the small ruminant as well. It is suitable for painful claw therapy as well as for surgery, even claw amputation





28 Min		28 Min			
29 Min		29 Min			
30 Min		30 Min			
31 Min		31 Min			
32 Min		32 Min			
33 Min		33 Min			
34 Min		34 Min			
35 Min		35 Min			
36 Min		36 Min			
37 Min		37 Min			
38 Min		38 Min			
39 Min		39 Min			
40 Min		40 Min			

Tab. 12: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Kontrolltier 2

72 blau		HerzF Schläge/ min		AtemF Züge/ min		Kontrolltier	
<b>Schmerzhaftigkeit vorhanden</b>	stehend		68	Datum:	29.04.2013		
	ja / nein	hingesetzt	132	64	Uhrzeit:		
vor Injektion	++	rasieren			Untersucher:	Köppen	
Injektion Lokalanästhetikum (= 0 Sek)	++	0 Min	124		Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter	
30 Sek	+		124	60			
60 Sek	++	1 Min		56	Rasse:	Bergschaf bzw. Bergschafkreuzung	
90 Sek	++		128		Geschlecht:	weiblich	
120 Sek	+++	2 Min		56	Laktation:	2	
150 Sek	++		120		trächtig:	nein	
180 Sek	++	3 Min		48	Gewicht:	80 kg --> 82 kg	
210 Sek	+		116				
240 Sek	+++	4 Min		52	Fuß:		
5 Min		5 Min	120		Anzahl Stiche:		
6 Min		6 Min		56	Kanüle:		
7 Min	+++	7 Min	120		V. digitalis propria:		
8 Min		8 Min		60	Menge Blut abgegangen:		
9 Min	++	9 Min	124	60	Menge Lokalanästhetikum:		
11 Min		11 Min			Hämatom		
12 Min		12 Min					
13 Min		13 Min			Schmerzfreiheit n. Min:		
14 Min		14 Min			Schmerzhaftigkeit n. Min:		
15 Min		15 Min					
16 Min		16 Min			Kontrolle Tag 1: Allgemein	P72, A72, 39,4°C	
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	obB	
18 Min		18 Min					
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	p76, A36, 39,9°C	
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	obB	
21 Min		21 Min					

22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P80, A40 38,9°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min				
28 Min		28 Min				
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				
35 Min		35 Min				
36 Min		36 Min				
37 Min		37 Min				
38 Min		38 Min				
39 Min		39 Min				
40 Min		40 Min				

Tab. 13: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Kontrolltier 3

		HerzF	AtemF			
		Schläge/ min	Züge/ min			
145 blau						
Schmerzhaftigkeit vorhanden		stehend	116	56	Datum:	29.04.2013
	ja/nein	hingesetzt	116	48	Uhrzeit:	
vor Injektion	+++	rasieren	116	48	Untersucher:	Köppen
Injektion Lokalanäs- thetikum (= 0 Sek)	+++	0 Min			Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter
30 Sek	++		120	48		
60 Sek	+++	1 Min	136	56	Rasse:	Bergschaf bzw. Bergschafkreuzung
90 Sek	++		120	52	Geschlecht:	weiblich
120 Sek	+++	2 Min	120	56	Laktation:	3
150 Sek	+++		124	48	trächtig:	nein
180 Sek	+++	3 Min	120	56	Gewicht:	80 kg --> 79 kg
210 Sek	+++		120	52		
240 Sek	+++	4 Min	120	56	Fuß:	
5 Min		5 Min			Anzahl Stiche:	
6 Min		6 Min			Kanüle:	
7 Min	+++	7 Min	116	48	V. digitalis propria:	
8 Min	++	8 Min			Menge Blut abgegangen:	
9 Min		9 Min	124	48	Menge Lokalanästhetikum:	
11 Min		11 Min			Hämatom	
12 Min		12 Min				
13 Min		13 Min			Schmerzfreiheit n. Min:	
14 Min		14 Min			Schmerzhaftigkeit n. Min:	
15 Min		15 Min				

16 Min		16 Min			Kontrolle Tag 1: Allgemein	P100, A40 39,82°C
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	obB
18 Min		18 Min				
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P88, A44, 39,8°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	obB
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P80, A48 38,6°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min				
28 Min		28 Min				
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				
35 Min		35 Min				
36 Min		36 Min				
37 Min		37 Min				
38 Min		38 Min				
39 Min		39 Min				
40 Min		40 Min				

Tab. 14: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Kontrolltier 4

146 blau		HerzF Schläge/ min		AtemF Züge/ min		Kontrolltier	
<b>Schmerzhaftigkeit vorhanden</b>	stehend		52	Datum:	29.04.2013		
ja / nein	hingesetzt	88	48	Uhrzeit:			
vor Injektion	+++	rasieren	96	Untersucher:	Köppen		
Injektion Lokalanästhetikum (= 0 Sek)	+++	0 Min		Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter		
30 Sek	+++		96				
60 Sek	++	1 Min		Rasse:	Bergschaf bzw. Bergschafkreuzung		
90 Sek	+++		100	Geschlecht:	weiblich		
120 Sek	+++	2 Min	96	Laktation:	2		
150 Sek	+++			trächtig:	nein		
180 Sek	+++	3 Min	96	Gewicht:	98 kg --> 97 kg		
210 Sek	++						
240 Sek	+++	4 Min		Fuß:			
5 Min		5 Min	112	Anzahl Stiche:			
6 Min		6 Min		Kanüle:			
7 Min	++	7 Min	100	V. digitalis propria:			
8 Min		8 Min		Menge Blut abgegangen:			

9 Min	+++	9 Min			Menge Lokalanästhetikum:	
11 Min		11 Min			Hämatom	
12 Min		12 Min				
13 Min		13 Min			Schmerzfreiheit n. Min:	
14 Min		14 Min			Schmerzhaftigkeit n. Min:	
15 Min		15 Min				
16 Min		16 Min			Kontrolle Tag 1: Allgemein	P72, A36, 39,6°C
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	obB
18 Min		18 Min				
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P80, A48, 39,8°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	obB
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P96, A48, 38,4°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min				
28 Min		28 Min				
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				
35 Min		35 Min				
36 Min		36 Min				
37 Min		37 Min				
38 Min		38 Min				
39 Min		39 Min				
40 Min		40 Min				

Tab. 15: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Kontrolltier 5

160 blau			HerzF Schläge/ min	AtemF Züge/ min	Kontrolltier	
Schmerzhaftigkeit vorhanden	stehend	88	60	Datum:	29.04.2013	
	ja / nein	hingesezt	100	60	Uhrzeit:	
vor Injektion	+	rasieren	100	68	Untersucher:	Köppen
Injektion Lokalanäs- thetikum (= 0 Sek)	++	0 Min		56	Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter
30 Sek	++					
60 Sek	+++	1 Min	100	56	Rasse:	Bergschaf bzw. Bergschafkreuzung
90 Sek	++			60	Geschlecht:	weiblich
120 Sek	+	2 Min		60	Laktation:	2
150 Sek	+++		100		trächtig:	nein
180 Sek	+++	3 Min		68	Gewicht:	80 kg --> 82 kg

210 Sek	+++			68		
240 Sek	+++	4 Min	112	68	Fuß:	
5 Min		5 Min		72	Anzahl Stiche:	
6 Min	++	6 Min	100		Kanüle:	
7 Min		7 Min		68	V. digitalis propria:	
8 Min	+	8 Min			Menge Blut abgegangen:	
9 Min		9 Min	104	68	Menge Lokalanästhetikum:	
11 Min		11 Min			Hämatom	
12 Min		12 Min				
13 Min		13 Min			Schmerzfreiheit n. Min:	
14 Min		14 Min			Schmerzhaftigkeit n. Min:	
15 Min		15 Min				
16 Min		16 Min			Kontrolle Tag 1: Allgemein	P104, A96, 39,9°C
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	obB
18 Min		18 Min				
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P100, A36, 39,8°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	obB
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P96, A40, 38,8°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min				
28 Min		28 Min				
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				
35 Min		35 Min				
36 Min		36 Min				
37 Min		37 Min				
38 Min		38 Min				
39 Min		39 Min				
40 Min		40 Min				

## 8.1.2 Versuchstiere 1-10

Tab. 16: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 1

19 weiß		HerzF Schläge/ min	AtemF Züge/ min			
Schmerzhaftigkeit vorhanden	stehend		60	Datum:	29.04.2013	

	ja / nein	hingesezt	80		Uhrzeit:	
vor Injektion	+++	rasieren	80	64	Untersucher:	Köppen
Injektion Lokalanästhetikum (= 0 Sek)	+++	0 Min	104	64	Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter
30 Sek	+++			56		
60 Sek	++	1 Min	100		Rasse:	Bergschaf bzw. Bergschafkreuzung
90 Sek	-			64	Geschlecht:	weiblich
120 Sek	--	2 Min	108		Laktation:	2
150 Sek	--		108	64	trächtig:	nein
180 Sek	--	3 Min	108	64	Gewicht:	100 kg --> 101 kg
210 Sek	---					
240 Sek	---	4 Min	108	84	Fuß:	voli
5 Min	---	5 Min	120	68	Anzahl Stiche:	1
6 Min	---	6 Min			Kanüle:	rosa
7 Min	--	7 Min	112	64	V.	cephalica accessoria
8 Min		8 Min			Menge Blut abgegangen:	1,5 ml
9 Min	--	9 Min	112	88	Menge Lokalanästhetikum:	4 ml
11 Min	-	11 Min			Hämatom	
12 Min	+	12 Min	104	84		
13 Min	+	13 Min	128		Schmerzfreiheit n. Min:	1,5
14 Min	++	14 Min		84	Schmerzhaftigkeit n. Min:	2
15 Min	+++	15 Min	120	80		
16 Min		16 Min			Kontrolle Tag 1: Allgemein	P 84, A72, 39,3°C
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	voll belastet, Hämatom ++
18 Min		18 Min				Schwellung +++
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P80, A80, 39,4°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	belastet voll, Hämatom +
21 Min		21 Min				Schwellung ---
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P 100, A52, 38,8°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min				
28 Min		28 Min				
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				
35 Min		35 Min				
36 Min		36 Min				
37 Min		37 Min				
38 Min		38 Min				
39 Min		39 Min				
40 Min		40 Min				

Tab. 17: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 2

		HerzF	AtemF			
35 weiß		Schläge/ min	Züge/ min			
Schmerzhaftigkeit vorhanden	stehend	108	72	Datum:	29.04.2013	
	ja / nein	hingesetzt	84	36	Uhrzeit:	
vor Injektion	+++	rasieren	80	56	Untersucher:	Köppen
Injektion Lokalanäs- thetikum (= 0 Sek)	+++	0 Min	108		Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter
30 Sek	+++					
60 Sek	+++	1 Min	112	32	Rasse:	Bergschaf bzw. Bergschafkreuzung
90 Sek	+		104	32	Geschlecht:	Weiblich
120 Sek	--	2 Min	104	40	Laktation:	3
150 Sek	---		120	56	trächtig:	Nein
180 Sek	---	3 Min		56	Gewicht:	72 kg --> 76 kg
210 Sek	---		124			
240 Sek	---	4 Min	140	48	Fuß:	vorne links
5 Min	---	5 Min	140		Anzahl Stiche:	1
6 Min	---	6 Min		64	Kanüle:	Rosa
7 Min	---	7 Min	116		V. metacarpalis palmaris profunda und Venengeflecht	
8 Min	---	8 Min	112	60	Menge Blut abgegangen:	1 ml
9 Min	---	9 Min		40	Menge Lokalanästhetikum:	4 ml
11 Min	---	11 Min	112	44	Hämatom	
12 Min	---	12 Min		48		
13 Min	---	13 Min	124	64	Schmerzfreiheit n. Min:	3
14 Min	+	14 Min		40	Schmerzhaftigkeit n. Min:	4
15 Min	-	15 Min	112			
16 Min	++	16 Min	112	52	Kontrolle Tag 1: Allgemein	P96, A40, 39,1°C
17 Min	+	17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	obB
18 Min	+	18 Min	140			
19 Min	+++	19 Min		56	Kontrolle Tag 4: Allgemein	P92, A60,38,9°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	leichter Palpationsschmerz
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P128, A60, 39,2°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min			Nach Stau öffnen massiert	
28 Min		28 Min				
29 Min		29 Min			Unterhautverletzung (rasieren)	
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				

35 Min		35 Min			
36 Min		36 Min			
37 Min		37 Min			
38 Min		38 Min			
39 Min		39 Min			
40 Min		40 Min			

Tab. 18: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 3

40weiß		HerzF Schläge/ min		AtemF Züge/ min			
<b>Schmerzhaftigkeit vorhanden</b>		stehend	80	52	Datum:	29.04.2013	
	ja / nein	hingesetzt	92	44	Uhrzeit:		
vor Injektion	+++	rasieren	80	32	Untersucher:	Köppen	
Injektion Lokalanästhetikum (= 0 Sek)	++	0 Min			Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter	
30 Sek	++						
60 Sek	++	1 Min	122	44	Rasse:	Bergschaf bzw. Bergschafkreuzung	
90 Sek	-				Geschlecht:	weiblich	
120 Sek	---	2 Min		40	Laktation:	4	
150 Sek	---		106		trächtig:	nein	
180 Sek	---	3 Min		44	Gewicht:	91 kg --> 92 kg	
210 Sek	---						
240 Sek	---	4 Min	124	44	Fuß:	vorne links	
5 Min		5 Min			Anzahl Stiche:	2	
6 Min		6 Min		48	Kanüle:	rosa	
7 Min	---	7 Min	136		V. digitalis propria:	palmaris abaxialis IV	
8 Min		8 Min		56	Menge Blut abgegangen:	1 ml	
9 Min	--	9 Min		48	Menge Lokalanästhetikum:	3,5 ml	
11 Min	+++	11 Min	154	36	Hämatom	-	
12 Min	+++	12 Min					
13 Min	+++	13 Min	120		Schmerzfreiheit n. Min:	3,5	
14 Min		14 Min			Schmerzhaftigkeit n. Min:	2	
15 Min		15 Min	108				
16 Min		16 Min			Kontrolle Tag 1: Allgemein	P100, A36, 39,0°C	
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	Unterhautblutung	
18 Min		18 Min					
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P80, A40, 39,0°C	
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	obB	
21 Min		21 Min					
22 Min		22 Min					
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P80, A40, 38,7°C	
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB	
25 Min		25 Min			Sonstiges		
26 Min		26 Min					
27 Min		27 Min					
28 Min		28 Min					



29 Min		29 Min			
30 Min		30 Min			
31 Min		31 Min			
32 Min		32 Min			
33 Min		33 Min			
34 Min		34 Min			
35 Min		35 Min			
36 Min		36 Min			
37 Min		37 Min			
38 Min		38 Min			
39 Min		39 Min			
40 Min		40 Min			

Tab. 19: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 4

		HerzF	AtemF			
		Schläge/ min	Züge/ min			
49 weiß						
Schmerzhaftigkeit vorhanden	stehend	108	64	Datum:	29.04.2013	
	ja / nein	hingesetzt	108	60	Uhrzeit:	
vor Injektion	+++	rasieren	100	68	Untersucher:	Köppen
Injektion Lokalanästhetikum (= 0 Sek)	+++	0 Min	100		Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter
30 Sek	+++					
60 Sek	++	1 Min	100	68	Rasse:	Bergschaf bzw. Bergschafkreuzung
90 Sek	++		112	72	Geschlecht:	weiblich
120 Sek	+	2 Min	120	72	Laktation:	2
150 Sek	+			72	trächtig:	nein
180 Sek	+	3 Min			Gewicht:	81 kg --> 83 kg
210 Sek	+		140	48		
240 Sek	+	4 Min	140	44	Fuß:	vorne links
5 Min	---	5 Min	128		Anzahl Stiche:	2
6 Min	---	6 Min			Kanüle:	rosa
7 Min	---	7 Min	120	44	V. metacarpalis palmaris profunda und Venengeflecht	
8 Min	---	8 Min	120	44	Menge Blut abgegangen:	---
9 Min	---	9 Min			Menge Lokalanästhetikum:	4
11 Min	+	11 Min			Hämatom	-
12 Min	++	12 Min				
13 Min	+++	13 Min			Schmerzfreiheit n. Min:	5
14 Min		14 Min			Schmerzhaftigkeit n. Min:	1
15 Min		15 Min				
16 Min		16 Min			Kontrolle Tag 1: Allgemein	P92, A140, 39,1°C
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	obB
18 Min		18 Min				
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P88, A120, 39,0°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	obB
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				

23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P80, A100, 39,4°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min				
28 Min		28 Min			sehr wehrhaft	
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				
35 Min		35 Min				
36 Min		36 Min				
37 Min		37 Min				
38 Min		38 Min				
39 Min		39 Min				
40 Min		40 Min				

Tab. 20: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 5

		HerzF Schläge/ min	AtemF Züge/ min			
50 weiß						
Schmerzhaftigkeit vorhanden		stehend	100	64	Datum:	29.04.2013
	ja / nein	hingesetzt	104	56	Uhrzeit:	
vor Injektion	+++	rasieren	100	52	Untersucher:	Köppen
Injektion Lokalanästhetikum (= 0 Sek)	+++	0 Min			Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter
30 Sek	+++		100	56		
60 Sek	+++	1 Min	80	56	Rasse:	Bergschaf bzw. Bergschafkreuzung
90 Sek	+++		80	52	Geschlecht:	weiblich
120 Sek	+++	2 Min	88	52	Laktation:	2
150 Sek	+		88		trächtig:	nein
180 Sek	+	3 Min	80	56	Gewicht:	82 kg --> 82 kg
210 Sek	---		88			
240 Sek	---	4 Min	88	56	Fuß:	vorne links
5 Min	---	5 Min			Anzahl Stiche:	1
6 Min	---	6 Min	88		Kanüle:	rosa
7 Min	---	7 Min			V. digitalis propria:	palmaris abaxialis IV
8 Min	---	8 Min	100	52	Menge Blut abgegangen:	1,2
9 Min	---	9 Min		60	Menge Lokalanästhetikum:	4
11 Min	-	11 Min	100		Hämatom	+
12 Min	-	12 Min		60		
13 Min	-	13 Min			Schmerzfreiheit n. Min:	3
14 Min	-	14 Min		52	Schmerzhaftigkeit n. Min:	7
15 Min	-	15 Min	112			
16 Min	-	16 Min	100	52	Kontrolle Tag 1: Allgemein	P120, A80, 39.2°C

17 Min	+	17 Min	100		Kontrolle Tag 1: Fuß	Hämatom
18 Min	+++	18 Min	104	52		
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P88, A100, 39,6°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	obB
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P108, A56, 38,9°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min				
28 Min		28 Min				
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				
35 Min		35 Min				
36 Min		36 Min				
37 Min		37 Min				
38 Min		38 Min				
39 Min		39 Min				
40 Min		40 Min				

Tab. 21: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 6

		HerzF	AtemF			
		Schläge/ min	Züge/ min			
91 blau						
<b>Schmerzhaftigkeit vorhanden</b>		stehend	88	72	Datum:	29.04.2013
	ja / nein	hingesetzt	80	48	Uhrzeit:	
vor Injektion	+++	rasieren	100	48	Untersucher:	Köppen
Injektion Lokalanäs- thetikum (= 0 Sek)	++	0 Min	104	52	Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter
30 Sek	+++		108	52		
60 Sek	++	1 Min	100	56	Rasse:	Bergschaf bzw. Bergschafkreuzung
90 Sek	+				Geschlecht:	weiblich
120 Sek	++	2 Min	97		Laktation:	3
150 Sek	---		97	68	trächtig:	nein
180 Sek	---	3 Min		68	Gewicht:	70 kg --> 69 kg
210 Sek	--		116			
240 Sek	---	4 Min		48	Fuß:	vorne rechts
5 Min	--	5 Min	128		Anzahl Stiche:	1
6 Min	-	6 Min		52	Kanüle:	rosa
7 Min	-	7 Min		56	V. metacarpalis palmaris profunda und Venengeflecht	
8 Min	+	8 Min	108	56	Menge Blut abgegangen:	2
9 Min	+	9 Min	108		Menge Lokalanästhetikum:	4

11 Min	++	11 Min	104	56	Hämatom	-
12 Min	+++	12 Min	104	52		
13 Min	+++	13 Min			Schmerzfreiheit n. Min:	2,5
14 Min		14 Min			Schmerzhaftigkeit n. Min:	3
15 Min		15 Min				
16 Min		16 Min			Kontrolle Tag 1: Allgemein	P60, A56, 38,7°C
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	obB, Rasierblutungen
18 Min		18 Min				
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P80, A60, 39,6°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	Schrunden
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	A: 64, P116, 39,1°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min			Stau verrutscht	
28 Min		28 Min				
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				
35 Min		35 Min				
36 Min		36 Min				
37 Min		37 Min				
38 Min		38 Min				
39 Min		39 Min				
40 Min		40 Min				

Tab. 22: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 7

			HerzF Schläge/ min	AtemF Züge/ min			
93 blau							
Schmerzhaftigkeit vorhanden		stehend	80	64	Datum:	29.04.2013	
	ja / nein	hingesezt	88	44	Uhrzeit:		
vor Injektion		+++	rasieren	88	60	Untersucher:	Köppen
Injektion Lokalanäs- thetikum (= 0 Sek)		+++	0 Min	80		Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter
30 Sek		++		80	48		
60 Sek		++	1 Min	80		Rasse:	Bergschaf bzw. Bergschafkreuzung
90 Sek		+		10	56	Geschlecht:	weiblich
120 Sek		++	2 Min			Laktation:	1
150 Sek		+		100	52	trächtig:	nein
180 Sek		-	3 Min	112		Gewicht:	77 kg --> 83 kg
210 Sek		--			52		

240 Sek	---	4 Min	112		Fuß:	vorne rechts
5 Min	---	5 Min	112	56	Anzahl Stiche:	1
6 Min	---	6 Min			Kanüle:	rosa
7 Min	---	7 Min	120	52	V. digitalis propria:	propria palmaris abaxialis IV
8 Min	---	8 Min			Menge Blut abgegangen:	1
9 Min	---	9 Min	120	52	Menge Lokalanästhetikum:	4
11 Min	---	11 Min			Hämatom	-
12 Min	---	12 Min	124	56		
13 Min	--	13 Min	128	56	Schmerzfreiheit n. Min:	3
14 Min	--	14 Min		56	Schmerzhaftigkeit n. Min:	6
15 Min	+	15 Min	120	56		
16 Min	++	16 Min		52	Kontrolle Tag 1: Allgemein	P48, A44, 39,7°C
17 Min	+++	17 Min	120	52	Kontrolle Tag 1: Fuß	obB
18 Min		18 Min				
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P100, A80, 39,8°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	Schrunden
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P140, A48, 39,2°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min				
28 Min		28 Min				
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				
35 Min		35 Min				
36 Min		36 Min				
37 Min		37 Min				
38 Min		38 Min				
39 Min		39 Min				
40 Min		40 Min				

Tab. 23: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 8

		HerzF Schläge/ min	AtemF Züge/ min		
124 blau					
Schmerzhaftigkeit vorhanden	stehend			Datum:	29.04.2013
	ja / nein	hingesetzt		Uhrzeit:	
vor Injektion	+++	rasieren		Untersucher:	Köppen
Injektion Lokalanästhetikum (= 0 Sek)	+++	0 Min		Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter
30 Sek	++				

60 Sek	+	1 Min			Rasse:	Bergschaf bzw. Bergschafkreuzung
90 Sek	---				Geschlecht:	weiblich
120 Sek	---	2 Min			Laktation:	2
150 Sek	---				trächtig:	nein
180 Sek	---	3 Min			Gewicht:	74 kg --> 72 kg
210 Sek	---					
240 Sek	---	4 Min			Fuß:	vorne links
5 Min	---	5 Min			Anzahl Stiche:	1
6 Min	---	6 Min			Kanüle:	rosa
7 Min	---	7 Min			V. metacarpalis palmaris profunda und Venengeflecht	
8 Min	---	8 Min			Menge Blut abgegangen:	1,5
9 Min	---	9 Min			Menge Lokalanästhetikum:	4
11 Min	---	11 Min			Hämatom	-
12 Min	---	12 Min				
13 Min	---	13 Min			Schmerzfreiheit n. Min:	1,5
14 Min	+	14 Min			Schmerzhaftigkeit n. Min:	5
15 Min	++	15 Min				
16 Min	+++	16 Min			Kontrolle Tag 1: Allgemein	P120, A42, 39,1°C
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	obB
18 Min		18 Min				
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P100, A68, 39,2°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	Schrunden
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P132, A54, 39,2°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	Schrunden
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min				
28 Min		28 Min				
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				
35 Min		35 Min				
36 Min		36 Min				
37 Min		37 Min				
38 Min		38 Min				
39 Min		39 Min				
40 Min		40 Min				

Tab. 24: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 9

		HerzF	AtemF		
130 blau		Schläge/ min	Züge/ min		
Schmerzhaftigkeit vorhanden	stehend	100	60	Datum:	29.04.2013
	ja / nein	hingesezt	100	72	Uhrzeit:
vor Injektion	+++	rasieren	72	76	Untersucher:
Injektion Lokalanäs- thetikum (= 0 Sek)	+++	0 Min	64	56	Hilfsperson:
30 Sek	++		60	80	
60 Sek	++	1 Min	60	60	Rasse:
90 Sek	++		64	60	Geschlecht:
120 Sek	++	2 Min	56	56	Laktation:
150 Sek	++		64	72	trächtig:
180 Sek	++	3 Min	72	76	Gewicht:
210 Sek	+		88	76	
240 Sek	+	4 Min	80	72	Fuß:
5 Min	+	5 Min	80	72	Anzahl Stiche:
6 Min	+	6 Min	84	96	Kanüle:
7 Min	+	7 Min	100	84	V. metacarpalis palmaris profunda und Venengeflecht
8 Min	+	8 Min	96		Menge Blut abgegangen:
9 Min	---	9 Min	96	56	Menge Lokalanästhetikum:
11 Min	---	11 Min	110	88	Hämatom
12 Min	---	12 Min		88	
13 Min	++	13 Min	104	88	Schmerzfreiheit n. Min:
14 Min	++	14 Min	92	80	Schmerzhaftigkeit n. Min:
15 Min	+++	15 Min	92	80	
16 Min		16 Min			Kontrolle Tag 1: Allgemein
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß
18 Min		18 Min			
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß
21 Min		21 Min			
22 Min		22 Min			
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß
25 Min		25 Min			Sonstiges
26 Min		26 Min			
27 Min		27 Min			Injektionsbeule nach 120 verschwunden
28 Min		28 Min			
29 Min		29 Min			Linke abaxiale Klaue war schnell anästhesiert,
30 Min		30 Min			axiale nach 9 min!!
31 Min		31 Min			
32 Min		32 Min			
33 Min		33 Min			
34 Min		34 Min			
35 Min		35 Min			
36 Min		36 Min			

37 Min		37 Min			
38 Min		38 Min			
39 Min		39 Min			
40 Min		40 Min			

Tab. 25: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 10

			HerzF Schläge/ min	AtemF Züge/ min		
137 blau						
Schmerzhaftigkeit vorhanden		stehend	120	64	Datum:	29.04.2013
	ja / nein	hingesezt	120	48	Uhrzeit:	
vor Injektion	+++	rasieren	120	48	Untersucher:	Köppen
Injektion Lokalanästhetikum (= 0 Sek)	+++	0 Min	120	48	Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter
30 Sek	+++		120	56		
60 Sek	++	1 Min	120		Rasse:	Bergschaf bzw. Bergschafkreuzung
90 Sek	-		120	48	Geschlecht:	weiblich
120 Sek	-	2 Min	136		Laktation:	3
150 Sek	---		128	76	trächtig:	nein
180 Sek	---	3 Min	116		Gewicht:	77 kg --> 76 kg
210 Sek	---		120	76		
240 Sek	---	4 Min	132		Fuß:	vorne links
5 Min	---	5 Min	128	64	Anzahl Stiche:	1
6 Min	---	6 Min			Kanüle:	grün
7 Min	---	7 Min	140	64	V. metacarpalis palmaris profunda und Venengeflecht	
8 Min	---	8 Min			Menge Blut abgegangen:	1,5
9 Min	---	9 Min	124	76	Menge Lokalanästhetikum:	4
11 Min	---	11 Min			Hämatom	-
12 Min	---	12 Min	116	56		
13 Min	+	13 Min	132	56	Schmerzfreiheit n. Min:	1,5
14 Min	+	14 Min	148	76	Schmerzhaftigkeit n. Min:	4
15 Min	+	15 Min				
16 Min	+	16 Min	116	56	Kontrolle Tag 1: Allgemein	P80, A80, 39,7°C
17 Min	+++	17 Min	116		Kontrolle Tag 1: Fuß	Unterhautblutungen+++
18 Min		18 Min				
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P100, A80, 39,7°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	Schrunden+++
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P92, A80, 39,6°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	Schrunden
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min			Injektionsbeule nach 1 min verstrichen	
28 Min		28 Min				
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				



31 Min		31 Min			
32 Min		32 Min			
33 Min		33 Min			
34 Min		34 Min			
35 Min		35 Min			
36 Min		36 Min			
37 Min		37 Min			
38 Min		38 Min			
39 Min		39 Min			
40 Min		40 Min			

## 8.2 2. Versuch: Hintergliedmaße

### 8.2.1 Kontrolltiere 1-5

Tab. 26: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Kontrolltier 1

		HerzF A t e m F				
		Schläge/	Z ü g e /			
		min	m i n	Kontrolltier		
55 weiß sediert						
Schmerzhaftigkeit vorhanden		stehend	104	80	Datum:	06.05.2013
	ja / nein	hingesezt	120	88	Uhrzeit:	
vor Injektion	+	rasieren	124	84	Untersucher:	Köppen
Injektion Lokalanäs- thetikum (= 0 Sek)	+	0 Min			Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter
30 Sek	+		132	84		
60 Sek	+	1 Min			Rasse:	Siehe Verlaufsprotokoll 1. Versuch
90 Sek	+			84	Geschlecht:	
120 Sek	+	2 Min	112		Laktation:	
150 Sek	+			80	trächtig:	
180 Sek	+	3 Min	112		Gewicht:	
210 Sek	+					
240 Sek	+	4 Min	112	88	Fuß:	hinten links
5 Min		5 Min			Anzahl Stiche:	
6 Min		6 Min	100	72	Kanüle:	
7 Min	+	7 Min			V. digitalis propria:	
8 Min		8 Min	104	72	Menge Blut abgegangen:	
9 Min	+	9 Min	112		Menge Lokalanästhetikum:	
11 Min		11 Min			Hämatom	
12 Min		12 Min				
13 Min		13 Min			Schmerzfreiheit n. Min:	
14 Min		14 Min			Schmerzhaftigkeit n. Min:	
15 Min		15 Min				
16 Min		16 Min			Kontrolle Tag 1: Allgemein	P60, A40, 38,6°C
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	obB
18 Min		18 Min				
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	A36, P68, 39,6°C

20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	obB
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P88, A40,39,2°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min				
28 Min		28 Min				
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				
35 Min		35 Min				
36 Min		36 Min				
37 Min		37 Min				
38 Min		38 Min				
39 Min		39 Min				
40 Min		40 Min				

Tab. 27: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Kontrolltier 2

		<b>HerzF    A t e m F</b>			
		Schläge/ min	Z ü g e / m i n	Kontrolltier	
72 blau					
<b>Schmerzhaftigkeit vorhanden</b>		stehend	100	52	Datum:
	ja / nein	hingesetzt			06.05.2013
					Uhrzeit:
vor Injektion	+	rasieren	88	48	Untersucher:
Injektion Lokalanästhetikum (= 0 Sek)	++	0 Min			Köppen
30 Sek	++		88	40	Hilfsperson:
60 Sek	+	1 Min			Müller, Elger, Harter
90 Sek	+		84	40	Rasse:
120 Sek	++	2 Min			Geschlecht:
150 Sek	+		88	36	Laktation:
180 Sek	+	3 Min			trächtig:
210 Sek	++		80	40	Gewicht:
240 Sek	++	4 Min			
5 Min		5 Min	80	36	Fuß:
6 Min		6 Min			hinten links
7 Min	+	7 Min	88	36	Anzahl Stiche:
8 Min		8 Min			Kanüle:
9 Min	+	9 Min	84	36	V. digitalis propria:
11 Min		11 Min			Menge Blut abgegangen:
12 Min		12 Min			Menge Lokalanästhetikum:
13 Min		13 Min			Hämatom
					Schmerzfreiheit n. Min:

14 Min		14 Min			Schmerzhaftigkeit n. Min:	
15 Min		15 Min				
16 Min		16 Min			Kontrolle Tag 1: Allgemein	P100, A52, 39,6°C
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	obB
18 Min		18 Min				
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P88, A88, 39,1°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	obB
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P84, A64, 38,9C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min				
28 Min		28 Min				
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				
35 Min		35 Min				
36 Min		36 Min				
37 Min		37 Min				
38 Min		38 Min				
39 Min		39 Min				
40 Min		40 Min				

Tab. 28: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Kontrolltier 3

		HerzF   A t e m F				
		Schläge/	Z ü g e /			
145 blau nicht sediert		min	m i n	Kontrolltier		
Schmerzhaftigkeit vorhanden	stehend	120	52	Datum:	06.05.2013	
	ja / nein	hingesetzt		Uhrzeit:		
vor Injektion	+	rasieren	120	48	Untersucher:	Köppen
Injektion   Lokalanäs- thetikum (= 0 Sek)		0 Min		Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter	
30 Sek	+		100	40		
60 Sek	+	1 Min			Rasse:	Siehe Verlaufsprotokoll 1. Versuch
90 Sek	+		96	48	Geschlecht:	
120 Sek	+	2 Min			Laktation:	
150 Sek	+		96	40	trächtig:	
180 Sek	+	3 Min			Gewicht:	
210 Sek	+		96	40		
240 Sek	+	4 Min			Fuß:	hinten links
5 Min		5 Min	88	40	Anzahl Stiche:	
6 Min		6 Min			Kanüle:	

7 Min	+	7 Min	92	36	V. digitalis propria:	
8 Min		8 Min			Menge Blut abgegangen:	
9 Min	+	9 Min	96	40	Menge Lokalanästhetikum:	
11 Min		11 Min			Hämatom	
12 Min		12 Min				
13 Min		13 Min			Schmerzfreiheit n. Min:	
14 Min		14 Min			Schmerzhaftigkeit n. Min:	
15 Min		15 Min				
16 Min		16 Min			Kontrolle Tag 1: Allgemein	P76, A36, 39,4°C
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	obB
18 Min		18 Min				
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P120, A56, 39,7°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	obB
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P68, A44, 39,2°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min				
28 Min		28 Min				
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				
35 Min		35 Min				
36 Min		36 Min				
37 Min		37 Min				
38 Min		38 Min				
39 Min		39 Min				
40 Min		40 Min				

Tab. 29: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Kontrolltier 4

			HerzF	A t e m F		
			Schläge/	Z ü g e /		
146 blau nicht sediert			min	m i n	Kontrolltier	
Schmerzhaftigkeit vorhanden		stehend	96	48	Datum:	06.05.2013
	ja / nein	hingesetzt			Uhrzeit:	
vor Injektion	+	rasieren	96	52	Untersucher:	Köppen
Injektion Lokalanäs- thetikum (= 0 Sek)		0 Min			Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter
30 Sek	+		88	48		
60 Sek	+	1 Min			Rasse:	Siehe Verlaufsprotokoll 1. Versuch
90 Sek	+		80	48	Geschlecht:	
120 Sek	+	2 Min			Laktation:	

150 Sek	+		80	40	trächtig:	
180 Sek	+	3 Min		40	Gewicht:	
210 Sek	+		80	32		
240 Sek	+	4 Min		32	Fuß:	hinten links
5 Min		5 Min	72	32	Anzahl Stiche:	
6 Min		6 Min			Kanüle:	
7 Min	+	7 Min	76	40	V. digitalis propria:	
8 Min		8 Min	72		Menge Blut abgegangen:	
9 Min	+	9 Min	72	36	Menge Lokalanästhetikum:	
11 Min		11 Min			Hämatom	
12 Min		12 Min				
13 Min		13 Min			Schmerzfreiheit n. Min:	
14 Min		14 Min			Schmerzhaftigkeit n. Min:	
15 Min		15 Min				
16 Min		16 Min			Kontrolle Tag 1: Allgemein	P84, A36, 38,8°C
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	obB
18 Min		18 Min				
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P76, A32, 39,7°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	obB
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P100, A30, 39,8°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min				
28 Min		28 Min				
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				
35 Min		35 Min				
36 Min		36 Min				
37 Min		37 Min				
38 Min		38 Min				
39 Min		39 Min				
40 Min		40 Min				

Tab. 30: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Kontrolltier 5

		HerzF A t e m F			
		Schläge/	Z ü g e /		
		min	m i n	Kontrolltier	
160 blau sediert					
Schmerzhaftigkeit vorhanden	stehend	88	32	Datum:	06.05.2013
	ja / nein	hingesetzt		Uhrzeit:	
vor Injektion	+	rasieren	88	36	Untersucher: Köppen

Injektion Lokalanästhetikum (= 0 Sek)		0 Min			Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter
30 Sek	+		80	32		
60 Sek	+	1 Min			Rasse:	Siehe Verlaufsprotokoll 1. Versuch
90 Sek	+		100	32	Geschlecht:	
120 Sek	+	2 Min			Laktation:	
150 Sek	+		120	40	trächtig:	
180 Sek	+	3 Min			Gewicht:	
210 Sek	+		112	40		
240 Sek	+	4 Min			Fuß:	hinten links
5 Min		5 Min	112	44	Anzahl Stiche:	
6 Min		6 Min			Kanüle:	
7 Min	+	7 Min	96	36	V. digitalis propria:	
8 Min		8 Min			Menge Blut abgegangen:	
9 Min	+	9 Min	96	36	Menge Lokalanästhetikum:	
11 Min		11 Min			Hämatom	
12 Min		12 Min				
13 Min		13 Min			Schmerzfreiheit n. Min:	
14 Min		14 Min			Schmerzhaftigkeit n. Min:	
15 Min		15 Min				
16 Min		16 Min			Kontrolle Tag 1: Allgemein	P88, A56, 39,5°C
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	obB
18 Min		18 Min				
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P100, A108, 39,2°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	obB
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P80, A68, 39,7°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min				
28 Min		28 Min				
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				
35 Min		35 Min				
36 Min		36 Min				
37 Min		37 Min				
38 Min		38 Min				
39 Min		39 Min				
40 Min		40 Min				

## 8.2.2 Versuchstiere 1-10:

Tab. 31: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 1

		HerzF Schläge/ min		AtemF Züge/ min			
19 weiß nicht sediert							
Schmerzhaftigkeit vorhanden		stehend	100	52	Datum:	06.05.2013	
	ja/nein	hingesezt	120		Uhrzeit:		
vor Injektion	+	rasieren	112	52	Untersucher:	Köppen	
Injektion Lokalanästhetikum (= 0 Sek)	+	0 Min			Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter	
30 Sek	+		96	60			
60 Sek	+	1 Min			Rasse:	Siehe Verlaufsprotokoll 1. Versuch	
90 Sek	+		96	52	Geschlecht:		
120 Sek	+	2 Min	92		Laktation:		
150 Sek	+			60	trächtig:		
180 Sek	+	3 Min	96		Gewicht:		
210 Sek	-			60			
240 Sek	-	4 Min	100		Fuß:	hinten links	
5 Min	-	5 Min		60	Anzahl Stiche:	1	
6 Min	-	6 Min	100		Kanüle:	gelb	
7 Min	-	7 Min		52	V. metatarsalis dorsalis communis III		
8 Min	-	8 Min	96		Menge Blut abgegangen:	10	
9 Min	-	9 Min		60	Menge Lokalanästhetikum:	4	
11 Min	-	11 Min	96	60	Hämatom	-	
12 Min	-	12 Min		52			
13 Min	-	13 Min	92	52	Schmerzfreiheit n. Min:	3,5	
14 Min	+	14 Min		56	Schmerzhaftigkeit n. Min:	7	
15 Min	-	15 Min	92	60			
16 Min	+	16 Min			Kontrolle Tag 1: Allgemein	P80, A56, 39,2°C	
17 Min	+	17 Min	92	60	Kontrolle Tag 1: Fuß	obB	
18 Min		18 Min					
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P40, A88, 39,4°C	
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	obB	
21 Min		21 Min					
22 Min		22 Min					
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P72, A72, 38,37°C	
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB	
25 Min		25 Min			Sonstiges		
26 Min		26 Min					
27 Min		27 Min					
28 Min		28 Min			sehr ruhig, hinten beidseits geringe Schmerzreaktion,		
29 Min		29 Min			verglichen mit vorne: heftig zurückgerissen		
30 Min		30 Min					
31 Min		31 Min					
32 Min		32 Min					

33 Min		33 Min			
34 Min		34 Min			
35 Min		35 Min			
36 Min		36 Min			
37 Min		37 Min			
38 Min		38 Min			
39 Min		39 Min			
40 Min		40 Min			

Tab. 32: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 2

			HerzF Schläge/ min	AtemF Züge/ min		
35 weiß sediert						
Schmerzhaftigkeit vorhanden		stehend	112	32	Datum:	06.05.2013
	ja / nein	hingesezt			Uhrzeit:	
vor Injektion	+++	rasieren	68	40	Untersucher:	Köppen
Injektion Lokalanäs- thetikum (= 0 Sek)	+++	0 Min		40	Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter
30 Sek	+		60	44		
60 Sek	---	1 Min			Rasse:	Siehe Verlaufsprotokoll 1. Versuch
90 Sek	---		64	40	Geschlecht:	
120 Sek	---	2 Min		40	Laktation:	
150 Sek	---		68		trächtig:	
180 Sek	---	3 Min		48	Gewicht:	
210 Sek	---		84			
240 Sek	---	4 Min		48	Fuß:	hinten links
5 Min	---	5 Min	80		Anzahl Stiche:	1
6 Min	---	6 Min		40	Kanüle:	gelb
7 Min	---	7 Min	72		V. digitalis propria:	Verbindungsast
8 Min	---	8 Min		40	Menge Blut abgegangen:	4
9 Min	---	9 Min	80	40	Menge Lokalanästhetikum:	4
11 Min	---	11 Min		28	Hämatom	-
12 Min	-	12 Min	80			
13 Min	-	13 Min		36	Schmerzfreiheit n. Min:	1,5
14 Min	+	14 Min	72		Schmerzhaftigkeit n. Min:	2
15 Min	++	15 Min		40		
16 Min	++	16 Min	64	40	Kontrolle Tag 1: Allgemein	P80, A60, 39,6°C
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	obB
18 Min		18 Min				
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P92, A52, 39,2°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	obB
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P76, A56, 39,5°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				



27 Min		27 Min			
28 Min		28 Min			
29 Min		29 Min			
30 Min		30 Min			
31 Min		31 Min			
32 Min		32 Min			
33 Min		33 Min			
34 Min		34 Min			
35 Min		35 Min			
36 Min		36 Min			
37 Min		37 Min			
38 Min		38 Min			
39 Min		39 Min			
40 Min		40 Min			

Tab. 33: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 3

			HerzF Schläge/ min	AtemF Züge/ min		
40 weiß sediert						
Schmerzhaftigkeit vorhanden	stehend	80	36	Datum:	06.05.2013	
	ja / nein	hingesezt	96	32	Uhrzeit:	
vor Injektion	+++	rasieren	84	32	Untersucher:	Köppen
Injektion Lokalanäs- thetikum (= 0 Sek)	++	0 Min	80	32	Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter
30 Sek	+++		72	36		
60 Sek	+	1 Min	72	40	Rasse:	Siehe Verlaufsprotokoll 1. Versuch
90 Sek	+		72	32	Geschlecht:	
120 Sek	-	2 Min	64	40	Laktation:	
150 Sek	-		68	40	trächtig:	
180 Sek	-	3 Min	68	36	Gewicht:	
210 Sek	---		64	32		
240 Sek	---	4 Min	68		Fuß:	hinten links
5 Min	---	5 Min		32	Anzahl Stiche:	1
6 Min	---	6 Min	80	36	Kanüle:	rosa
7 Min	---	7 Min			V. metatarsalis dorsalis communis III	
8 Min	---	8 Min	72	36	Menge Blut abgegangen:	7 im Strahl
9 Min	---	9 Min	46	32	Menge Lokalanästhetikum:	4
11 Min	---	11 Min	78	32	Hämatom	-
12 Min	+	12 Min	80			
13 Min	+++	13 Min	80	32	Schmerzfreiheit n. Min:	2
14 Min		14 Min			Schmerzhaftigkeit n. Min:	3
15 Min		15 Min				
16 Min		16 Min			Kontrolle Tag 1: Allgemein	P100, A40, 38,9°C
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	obB
18 Min		18 Min				
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P80, A84, 39,2°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	obB

21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P100, A76, 38,8°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min			nach Ablegen ca 1 Minute gelegen bis aufgestanden, dann	
28 Min		28 Min			ohne Lahmheit	
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				
35 Min		35 Min				
36 Min		36 Min				
37 Min		37 Min				
38 Min		38 Min				
39 Min		39 Min				
40 Min		40 Min				

Tab. 34: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 4

		HerzF Schläge/ min		AtemF Züge/ min			
49 weiß sediert							
<b>Schmerzhaftigkeit vorhanden</b>		stehend	100	48	Datum:	06.05.2013	
	ja / nein	hingesezt	104	52	Uhrzeit:		
vor Injektion	+	rasieren	108	52	Untersucher:	Köppen	
Injektion Lokalanästhetikum (= 0 Sek)	+	0 Min	108	60	Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter	
30 Sek	+		112	68			
60 Sek	+	1 Min	116	68	Rasse:	Siehe Verlaufsprotokoll 1. Versuch	
90 Sek	+		104	60	Geschlecht:		
120 Sek	-	2 Min	96	52	Laktation:		
150 Sek	-		100	52	trächtig:		
180 Sek	-	3 Min	100	48	Gewicht:		
210 Sek	-						
240 Sek	-	4 Min	88	48	Fuß:	hinten links	
5 Min	-	5 Min	96	48	Anzahl Stiche:	1	
6 Min	-	6 Min			Kanüle:	grün	
7 Min	-	7 Min	96	36	V.V. metatarsalis dorsalis communis III		
8 Min	-	8 Min			Menge Blut abgegangen:	2,5	
9 Min	-	9 Min	80	40	Menge Lokalanästhetikum:	4	
11 Min	-	11 Min	100	52	Hämatom	-	
12 Min	-	12 Min	112	60			
13 Min	+	13 Min	104	60	Schmerzfreiheit n. Min:	2	
14 Min	+	14 Min	100	60	Schmerzhaftigkeit n. Min:	2	

15 Min	+	15 Min	100	56		
16 Min	+	16 Min	100	60	Kontrolle Tag 1: Allgemein	P88, A48, 39.0°C
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	kleine Beule
18 Min		18 Min				
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P60, A72, 39,5°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	obB
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P96, A72, 39.0°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min				
28 Min		28 Min				
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				
35 Min		35 Min				
36 Min		36 Min				
37 Min		37 Min				
38 Min		38 Min				
39 Min		39 Min				
40 Min		40 Min				

Tab. 35: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 5

			HerzF	AtemF			
			Schläge/ min	Züge/ min			
50 weiß sediert							
Schmerzhaftigkeit vorhanden		stehend	108	56	Datum:	06.05.2013	
	ja / nein	hingesezt	80	44	Uhrzeit:		
vor Injektion		+	rasieren	60	24	Untersucher:	Köppen
Injektion Lokalanäs- thetikum (= 0 Sek)		+	0 Min	60	24	Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter
30 Sek		+		60	28		
60 Sek		+	1 Min	60	28	Rasse:	Siehe Verlaufsprotokoll 1. Versuch
90 Sek		+		60	32	Geschlecht:	
120 Sek		-	2 Min	60	32	Laktation:	
150 Sek		-		64	28	trächtig:	
180 Sek		-	3 Min	64	32	Gewicht:	
210 Sek		-		60	32		
240 Sek		-	4 Min	60	28	Fuß:	hinten links
5 Min		-	5 Min	64	28	Anzahl Stiche:	1
6 Min		-	6 Min	72	24	Kanüle:	gelb
7 Min		-	7 Min	72	24	V. metatarsalis dorsalis communis III	

8 Min	-	8 Min	72	28	Menge Blut abgegangen:	6
9 Min	-	9 Min	68	24	Menge Lokalanästhetikum:	4
11 Min	-	11 Min	68	28	Hämatom	-
12 Min	-	12 Min	68	24		
13 Min	-	13 Min	72	32	Schmerzfreiheit n. Min:	1
14 Min	-	14 Min	72	32	Schmerzhaftigkeit n. Min:	7
15 Min	-	15 Min	68	28		
16 Min	+	16 Min	64	28	Kontrolle Tag 1: Allgemein	P60, A126, 39,8°C
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	obB
18 Min		18 Min				
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P100, A32, 39,4°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	obB
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P88, A36, 39,0°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min				
28 Min		28 Min			vorsichtig hingesezt, beim aufstehen assistiert	
29 Min		29 Min			problemlos belastet und davongaloppiert	
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				
35 Min		35 Min				
36 Min		36 Min				
37 Min		37 Min				
38 Min		38 Min				
39 Min		39 Min				
40 Min		40 Min				

Tab. 36: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 6

			HerzF Schläge/ min	AtemF Züge/ min		
91 blau sediert						
Schmerzhaftigkeit vorhanden	stehend	64	116	Datum:	06.05.2013	
	ja / nein	hingesezt		80	Uhrzeit:	
vor Injektion	+	rasieren	60	56	Untersucher:	Köppen
Injektion Lokalanäs- thetikum (= 0 Sek)	+	0 Min			Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter
30 Sek	+		60	40		
60 Sek	--	1 Min			Rasse:	Siehe Verlaufsprotokoll 1. Versuch
90 Sek	--		100	40	Geschlecht:	
120 Sek	---	2 Min			Laktation:	
150 Sek	---		84	40	trächtig:	

180 Sek	---	3 Min		40	Gewicht:	
210 Sek	---		60	40		
240 Sek	---	4 Min		40	Fuß:	hinten links
5 Min	---	5 Min	120	44	Anzahl Stiche:	1
6 Min	---	6 Min			Kanüle:	gelb
7 Min	---	7 Min	88		V. digitalis propria:	Verbindungsast
8 Min	---	8 Min		56	Menge Blut abgegangen:	8
9 Min	---	9 Min	80		Menge Lokalanästhetikum:	4
11 Min	---	11 Min		44	Hämatom	+
12 Min	---	12 Min	88			
13 Min	---	13 Min		28	Schmerzfreiheit n. Min:	1
14 Min	---	14 Min	100		Schmerzhaftigkeit n. Min:	7
15 Min	+	15 Min		28		
16 Min	+	16 Min	60		Kontrolle Tag 1: Allgemein	P80, A40, 39,4°C
17 Min	++	17 Min		40	Kontrolle Tag 1: Fuß	Hämatom+++
18 Min	+++	18 Min	60			
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P90, A53, 39,3°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	obB
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P92, A56, 39,8°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min				
28 Min		28 Min				
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				
35 Min		35 Min				
36 Min		36 Min				
37 Min		37 Min				
38 Min		38 Min				
39 Min		39 Min				
40 Min		40 Min				

Tab. 37: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 7

93 blau nicht		HerzF Schläge/ min	AtemF Züge/ min		
Schmerzhaftigkeit vorhanden	stehend	80	56	Datum:	06.05.2013
	ja / nein	hingesezt	84	56	Uhrzeit:
	+++	rasieren		Untersucher:	Köppen

Injektion Lokalanästhetikum (= 0 Sek)	+++	0 Min	84	56	Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter
30 Sek	+++		80	60		
60 Sek	++	1 Min	72	52	Rasse:	Siehe Verlaufsprotokoll 1. Versuch
90 Sek	--		72	68	Geschlecht:	
120 Sek	---	2 Min	80	56	Laktation:	
150 Sek	---		80	60	trächtig:	
180 Sek	---	3 Min	84	56	Gewicht:	
210 Sek	---		80	68		
240 Sek	--	4 Min			Fuß:	hinten links
5 Min	---	5 Min	80	72	Anzahl Stiche:	1
6 Min	---	6 Min			Kanüle:	gelb
7 Min	---	7 Min	76	88	V. digitalis propria:	Verbindungsast
8 Min	---	8 Min	80	82	Menge Blut abgegangen:	2
9 Min	---	9 Min	84	72	Menge Lokalanästhetikum:	4
11 Min	-	11 Min	72	68	Hämatom	-
12 Min	+	12 Min	72	68		
13 Min	+++	13 Min	80	68	Schmerzfreiheit n. Min:	1,5
14 Min		14 Min			Schmerzhaftigkeit n. Min:	3
15 Min		15 Min				
16 Min		16 Min			Kontrolle Tag 1: Allgemein	P84, A72, 38,8°C
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	Lahmheit
18 Min		18 Min				
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P60, A72, 39,5°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	Lahmheit leicht
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P76, A76, 39,3°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min			lahmt: Hautverletzung im Zwischenklauenspalt CTC	
28 Min		28 Min				
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				
35 Min		35 Min				
36 Min		36 Min				
37 Min		37 Min				
38 Min		38 Min				
39 Min		39 Min				
40 Min		40 Min				

Tab. 38: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 8

124 blau nicht sediert			HerzF Schläge/ min	AtemF Züge/ min		
<b>Schmerzhaftigkeit vorhanden</b>		stehend	88	44	Datum:	06.05.2013
	ja / nein	hingesezt	88	40	Uhrzeit:	
vor Injektion	+	rasieren	84	40	Untersucher:	Köppen
Injektion Lokalanästhetikum (= 0 Sek)	+	0 Min	80	40	Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter
30 Sek	+		84	36		
60 Sek	+	1 Min	7	36	Rasse:	Siehe Verlaufsprotokoll 1. Versuch
90 Sek	+		80	40	Geschlecht:	
120 Sek	+	2 Min	80	48	Laktation:	
150 Sek	-		84	40	trächtig:	
180 Sek	-	3 Min	72	44	Gewicht:	
210 Sek	-		80	40		
240 Sek	-	4 Min	80	40	Fuß:	hinten links
5 Min	-	5 Min			Anzahl Stiche:	1
6 Min	-	6 Min	72	36	Kanüle:	grün
7 Min	-	7 Min			V. metatarsalis dorsalis communis III	
8 Min	-	8 Min	80	32	Menge Blut abgegangen:	3,5
9 Min	-	9 Min			Menge Lokalanästhetikum:	4
11 Min	-	11 Min	76	36	Hämatom	-
12 Min	-	12 Min		40		
13 Min	+	13 Min	80	40	Schmerzfreiheit n. Min:	2,5
14 Min	+	14 Min	88	36	Schmerzhaftigkeit n. Min:	6
15 Min	+	15 Min	88	48		
16 Min		16 Min			Kontrolle Tag 1: Allgemein	P84, A60, 39,2°C
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	obB
18 Min		18 Min				
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P80, A60, 39,3°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	obB
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P80, A60, 39,6°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min				
28 Min		28 Min				
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				
31 Min		31 Min				
32 Min		32 Min				
33 Min		33 Min				
34 Min		34 Min				
35 Min		35 Min				
36 Min		36 Min				

37 Min		37 Min			
38 Min		38 Min			
39 Min		39 Min			
40 Min		40 Min			

Tab. 39: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 9

			HerzF Schläge/ min	AtemF Züge/ min		
130 blau nicht sediert						
Schmerzhaftigkeit vorhanden		stehend	80	48	Datum:	06.05.2013
	ja / nein	hingesezt	80	60	Uhrzeit:	
vor Injektion	+	rasieren	88		Untersucher:	Köppen
Injektion Lokalanästhetikum (= 0 Sek)	+	0 Min	84	60	Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter
30 Sek	+		88			
60 Sek	+	1 Min		60	Rasse:	Siehe Verlaufsprotokoll 1. Versuch
90 Sek	+		80		Geschlecht:	
120 Sek	-	2 Min	80	56	Laktation:	
150 Sek	-		88		trächtig:	
180 Sek	-	3 Min	80	56	Gewicht:	
210 Sek	-		92			
240 Sek	-	4 Min	92	64	Fuß:	hinten links
5 Min	-	5 Min			Anzahl Stiche:	1
6 Min	-	6 Min	100	64	Kanüle:	rosa
7 Min	-	7 Min	112		V. digitalis propria:	Verbindungsast
8 Min	-	8 Min	112	64	Menge Blut abgegangen:	6
9 Min	-	9 Min			Menge Lokalanästhetikum:	4
11 Min	-	11 Min	112	64	Hämatom	-
12 Min	+	12 Min				
13 Min	+	13 Min	112	64	Schmerzfreiheit n. Min:	2
14 Min	+	14 Min	96	56	Schmerzhaftigkeit n. Min:	5
15 Min		15 Min				
16 Min		16 Min			Kontrolle Tag 1: Allgemein	P88, A56, 39,7°C
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	obB
18 Min		18 Min				
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P64, A72, 39,2°C
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	obB
21 Min		21 Min				
22 Min		22 Min				
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P72, A60, 39,2°C
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB
25 Min		25 Min			Sonstiges	
26 Min		26 Min				
27 Min		27 Min				
28 Min		28 Min				
29 Min		29 Min				
30 Min		30 Min				



31 Min		31 Min			
32 Min		32 Min			
33 Min		33 Min			
34 Min		34 Min			
35 Min		35 Min			
36 Min		36 Min			
37 Min		37 Min			
38 Min		38 Min			
39 Min		39 Min			
40 Min		40 Min			

Tab. 40: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 10

		HerzF Schläge/ min		AtemF Züge/ min			
137 blau sediert							
Schmerzhaftigkeit vorhanden		stehend	100	80	Datum:	06.05.2013	
	ja / nein	hingesezt	88		Uhrzeit:		
vor Injektion	+	rasieren	88	80	Untersucher:	Köppen	
Injektion Lokalanästhetikum (= 0 Sek)	+	0 Min	88		Hilfsperson:	Müller, Elger, Harter	
30 Sek	+		84	80			
60 Sek	+	1 Min			Rasse:	Siehe Verlaufsprotokoll 1. Versuch	
90 Sek	+		84	84	Geschlecht:		
120 Sek	+	2 Min			Laktation:		
150 Sek	-		84	84	trächtig:		
180 Sek	-	3 Min			Gewicht:		
210 Sek	-			80			
240 Sek	-	4 Min	84		Fuß:	hinten links	
5 Min	-	5 Min		84	Anzahl Stiche:	1	
6 Min	-	6 Min	88		Kanüle:	gelb	
7 Min	-	7 Min		80	V. metatarsalis dorsalis communis III		
8 Min	-	8 Min	88		Menge Blut abgegangen:	8	
9 Min	-	9 Min	88	80	Menge Lokalanästhetikum:	4	
11 Min	-	11 Min	88		Hämatom	-	
12 Min	-	12 Min	76	80			
13 Min	-	13 Min			Schmerzfreiheit n. Min:	2,5	
14 Min	+	14 Min	76	80	Schmerzhaftigkeit n. Min:	4	
15 Min	+	15 Min					
16 Min	+	16 Min	76	80	Kontrolle Tag 1: Allgemein	P80, A24, 39,6°C	
17 Min		17 Min			Kontrolle Tag 1: Fuß	obB	
18 Min		18 Min					
19 Min		19 Min			Kontrolle Tag 4: Allgemein	P64, A52, 39,2°C	
20 Min		20 Min			Kontrolle Tag 4: Fuß	obB	
21 Min		21 Min					
22 Min		22 Min					
23 Min		23 Min			Kontrolle Tag 7: Allgemein	P76, A44, 39,1°C	
24 Min		24 Min			Kontrolle Tag 7: Fuß	obB	

---

25 Min		25 Min			Sonstiges
26 Min		26 Min			
27 Min		27 Min			
28 Min		28 Min			
29 Min		29 Min			
30 Min		30 Min			
31 Min		31 Min			
32 Min		32 Min			
33 Min		33 Min			
34 Min		34 Min			
35 Min		35 Min			
36 Min		36 Min			
37 Min		37 Min			
38 Min		38 Min			
39 Min		39 Min			
40 Min		40 Min			

## 9 Abbildungsverzeichnis

Abb. 1: Knochen der linken Vordergliedmaße einer Ziege von abaxial (MARTIN, 1919).....	5
Abb. 2: Sagittalschnitt eines 5 Monate alten Kamerunschafs.....	6
Abb. 3: Die linke präparierte Vorderextremität einer Ziege (GARRET, 1988) .....	14
Abb. 4: Lederhautpräparat der rechten lateralen, injizierten Vorderklaue eines 5 Monate alten Kamerunschafs (Ansicht von abaxial); a – Lederhautlamellen; b – teils injizierte Terminalpapillen am Übergang zum Sohlensegment; c – Sohlensegment .....	24
Abb. 5: Aufsicht auf die im Krongelenk abgesetzten Klauen eines 5 Monate alten Kamerunschafes (vorne links): distales Zwischenzehenband (#) .....	27
Abb. 6: Zwischenklauensäckchen eines Schafs (ASHDOWN und DONE, 1984) .....	38
Abb. 7: Korkenzieherähnlich gewundene Klaue (HESS, 1913).....	41
Abb. 8: Die A. interdigitalis eines 10 Jahre alten Texelschafs mit Abgängen (Korrosionspräparat). .....	45
Abb. 9: Blutgefäße der Afterklaue eines 5 Monate alten Kamerunschafes (Korrosionspräparat), Palmaransicht einer Präparation eines rechten Vorderfußes eines 5 Monate alten Kamerunschafes .....	46
Abb. 10: Arteriellies Ausgusspräparat der rechten Vordergliedmaße eines 5 Monate alten Kamerunschafs .....	47
Abb. 11: Feinversorgung der Klauenlederhaut an den Klauen eines 5 Monate alten Kamerunschafes a) Arterien an der linken lateralen Vorderklaue (Ansicht von dorso-abaxial) b) Venen an der rechten lateralen Hinterklaue (Ansicht von axial) .....	51
Abb. 12: Darstellung der Probeentnahmestellen für die histologische und rasterelektronenmikroskopische Untersuchung. ....	72
Abb. 13 Versuchsaufbau zur Knochenmazeration per elektrolytischer Entkalkung .....	77
Abb. 14 Versuchsaufbau zur Erstellung der Sagittalschnitte.....	78
Abb. 15 Nassrasur mit Auswirkungen a) Blutstau mit mehreren Touren Vierkantgummi, Desinfektion mit Alkohol b) Abheilende Hautverletzungen durch die Nassrasur am Kontrolltag 7 .....	80
Abb. 16:Darstellung der getauten Venen a) im Strahl abgehendes Blut (G18); b) Injektionsbeule (Pfeil): diese verstrich nach Öffnen des Staus regelmäßig. ....	82

---

Abb. 17: Vorgehen zur ISTVAN bei der Hintergliedmaße eines Schafs:.....	84
Abb. 18: Sagittalschnitt durch die laterale Klaue des linken Fußes eines Kamerunschafes (Ansicht von medial).....	86
Abb. 19: Aufsicht auf die Fußungsfläche einer 10 Jahre alten Bunten Deutschen Edelziege	89
Abb. 20: Ballen Auftrittsfäche (HE-Färbung).....	94
Abb. 21: Kronsegment.....	95
Abb. 22: proximales Kronhorn .....	96
Abb. 23: Saumsegment: Übergang zur behaarten Haut.....	97
Abb. 24: Saum- und Kronpapillen im REM .....	98
Abb. 25: Saumsegment (HE-Färbung) .....	99
Abb. 26: Pigmente und Zellwerdegang.....	100
Abb. 27: Stratum granulosum .....	102
Abb. 28: REM am Übergang von Kronhornpapillen zu Wandhornblättchen.....	105
Abb. 29: Röhrchen des Kronhorns .....	108
Abb. 30: Stratum corneum des Kronsegments.....	110
Abb. 31: Übergang zwischen Kronpapillen (rechts im Bild) und Wandblättchen am Klauenrücken (REM).....	113
Abb. 32: REM und Trichromfärbung von weit distal sich teilenden Lederhautblättchen.....	114
Abb. 33: Weiße Linie (Trichromfärbung).....	116
Abb. 34: Terminalpapillen und Zusammenhangstrennung im Bereich der Weißen Linie....	118
Abb. 35: Basalmembran der Lederhautblättchen und distale Ausläufe der Weißen Linie...	121
Abb. 36: Übergang Wand-Kronsegment; Sohlensegment.....	122
Abb. 37 Sohlensegment (PAS-Färbung) .....	124
Abb. 38: Papillen des Ballensegments; Oberflächen von einer Papille und Lederhautblättchen .....	127
Abb. 39: Hornröhrchen und Str. granulosum (HE-Färbung).....	131
Abb. 40: Str. corneum des Ballens (HE-Färbung) .....	132

## 10 Tabellenverzeichnis

Tab. 1: Anzahl der Hornröhrchen pro Fläche (alle Angaben in Röhrchen/mm <sup>2</sup> ) .....	32
Tab. 2: Untersuchungsgut (n=24).....	69
Tab. 3: Präparate für die Histologie (n = 1) .....	70
Tab. 4: Präparate für die Rasterelektronenmikroskopie (n = 2).....	72
Tab. 5: Präparate für die Korrosionsanatomie (n=5) .....	74
Tab. 6: Präparat für Sagittalschnitte (n = 1).....	78
Tab. 7: Versuchstierdaten: 1-10 = Versuchstiere; 11-15 = Kontrollgruppe.....	81
Tab. 8: Vordergliedmaße .....	134
Tab. 9: Hintergliedmaße .....	135
Tab. 10: Dosierungsübersicht.....	156
Tab. 11: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Kontrolltier 1 .....	166
Tab. 12: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Kontrolltier 2 .....	167
Tab. 13: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Kontrolltier 3 .....	168
Tab. 14: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Kontrolltier 4 .....	169
Tab. 15: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Kontrolltier 5 .....	170
Tab. 16: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 1 .....	171
Tab. 17: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 2 .....	173
Tab. 18: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 3 .....	174
Tab. 19: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 4 .....	175
Tab. 20: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 5 .....	176
Tab. 21: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 6 .....	177
Tab. 22: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 7 .....	178
Tab. 23: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 8 .....	179
Tab. 24: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 9 .....	180
Tab. 25: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 10 .....	182
Tab. 26: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Kontrolltier 1 .....	183

---

Tab. 27: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Kontrolltier 2 .....	184
Tab. 28: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Kontrolltier 3 .....	185
Tab. 29: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Kontrolltier 4 .....	186
Tab. 30: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Kontrolltier 5 .....	187
Tab. 31: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 1 .....	189
Tab. 32: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 2 .....	190
Tab. 33: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 3 .....	191
Tab. 34: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 4 .....	192
Tab. 35: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 5 .....	193
Tab. 36: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 6 .....	194
Tab. 37: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 7 .....	195
Tab. 38: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 8 .....	197
Tab. 39: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 9 .....	198
Tab. 40: Verlaufsprotokoll Intravenöse Stauungsanästhesie Versuchstier 10 .....	199

---

## 11 Literaturverzeichnis

- 1 Ammer, H. und Potschka, H. (2010): Pharmakologie des zentralen Nervensystems (ZNS). In: H.-H. Frey und W. Löscher, Lehrbuch der Pharmakologie und Toxikologie für die Veterinärmedizin. Enke Verlag, Stuttgart: S. 115-165.
- 2 Antalovsky, A. (1965): Technik der intravenösen lokalen Schmerzausschaltung im distalen Gliedmaßenbereich beim Rind. Vet. Med. (Prag) 7: 413-420.
- 3 Arcularius, K. (1982): Die lokale intravenöse Anästhesie zur Schmerzausschaltung im Zehenbereich beim Pferd und Rind. Monatshefte für Veterinärmedizin 37: 872-873.
- 4 Arnbjerg, J. und Sonnichsen, H. V. (1973): Lokal, intravenos analgesi. Nordisk Veterinær Medicin 25: 575-579.
- 5 Ashdown, R. und Done, S. (1984): Topographische Anatomie der Wiederkäuer. Enke, Stuttgart.
- 6 Avemann, M. (1974): Prüfung des von Antalovsky angegebenen Verfahrens zur intravenösen regionalen Betäubung im Zehenbereich des Rindes auf seine praktische Brauchbarkeit. Tierärztliche Hochschule Hannover, Hannover.
- 7 Babalola, G. O. und Oke, B. O. (1983): Intravenous regional analgesia for surgery of the limbs in goats. The Veterinary Quarterly 5: 186-189.
- 8 Badawi, H. und Schwarz, R. (1963): Venen der Beckengliedmaße der Ziege. Gegenbaurs Morphologisches Jahrbuch 104: 125-140.
- 9 Baggott, D. G., Bunch, K. J. und Gill, K. R. (1988): Variations in some inorganic components and physical properties of claw keratin associated with claw disease in the British Friesian cow. Br. Vet. J. 144(6): 534-542.
- 10 Barrett, D. C. (2004): Non steroidal anti inflammatory drugs in cattle - should we use them more? Cattle Practice 12: 69-73.
- 11 Benjamin, M., Evans, E. J. und Coop, L. (1986): The histology of tendon attachments. J. Anat. 149: 89-100.
- 12 Bergsten, C., Greenough, P. und Seymour, W. (2002): Effects of biotin supplementation on performance and lesions in a commercial dairy herd. 12th International Symposium on Lameness in Ruminants, Orlando, USA.
- 13 Bier, A. (1908): Über einen neuen Weg, Lokalanästhesie an den Gliedmaßen zu erzeugen. Arch. klin. Chir. 86: 1007-1016.

- 
- 14 Blowey, R. W. (1990): A simple treatment for heel abscesses and deeper foot infections. *Vet. Rec.* 127(515-517).
  - 15 Bogan, J. A. und Weaver, A. D. (1978): Lidocaine Concentrations Associated with Intravenous Regional Anesthesia of the Distal Limb of Cattle. *American Journal of Veterinary Research* 7: 1672-1673.
  - 16 Böhme, G. (1992): Nervensystem. In: R. Nickel, A. Schummer und E. Seiferle, *Lehrbuch der Anatomie der Haustiere - Band IV*. Parey, Berlin. Band IV: S. 2-384.
  - 17 Bosch, H. (2003): Dynamische Positionsmessung des Klauenbeins am 3-D-ComputermodeLL der Klauen von Milchkühen mit unterschiedlicher Laktationszahl. LMU München, Diss. med. vet., München.
  - 18 Bostedt, H. und Dedié, K. (1996): Organkrankheiten und örtliche Infektionen. In: H. Bostedt und K. Dedié, *Schaf- und Ziegenkrankheiten*. Verlag Eugen Ulmer GmbH & Co., Stuttgart: S. 205-380.
  - 19 Bowden, P. E., Quinlan, R. A., Breitzkreutz, D. und Fusenig, N. E. (1984): Proteolytic modification of acidic and basic keratins during terminal differentiation of mouse and human epidermis. *Eur J Biochem* 142(1): 29-36.
  - 20 Bragulla, H., Budras, K.-D., Mülling, C., Reese, S. und König, H. E. (2005): Allgemeine Körperdecke (Integumentum commune). In: H. E. König und H.-G. Liebich, *Anatomie der Haussäugetiere*. Schattauer, Stuttgart: S. 605-656.
  - 21 Brentano, G., Dämmrich, K. und Unshelm, J. (1979): Studies on joint and hoof changes of fattening calfs kept on slatted floors and on straw. *Berl Munch Tierarztl Wochenschr* 92(12): 229-233.
  - 22 Brosche, G. (1963): Die Sehnenscheiden und Schleimbeutel der Gliedmaßen der Ziege. Humboldt-Universität Berlin, Diss. med. vet. , Berlin.
  - 23 Bruhnke, J. (1928): Vergleichende Studie der statisch beanspruchten Lederhautteile des Pferdehufs und der Rinderklaue. *Arch. wiss. prakt. Tierheilk.* 57: 324-334.
  - 24 Bruhnke, J. (1931): Vergleichende Untersuchungen der Hornwandstruktur des Zehendes bei Huf- und Klauentieren. *Deutsche Tierärztliche Wochenschrift* 39: 4-10.
  - 25 Budras, K.-D., Bragulla, H., Pellmann, R. und Reese, S. (1997): Das Hufbein mit Periost und Insertinoszone des Hufbeinträgers. *Wien. Tierärztl. Mschr.* 84(241-247).
  - 26 Budras, K.-D. und Buda, S. (2007): Atlas der Anatomie des Rindes - Supplement Klinisch funktionelle Anatomie. Schlütersche, Hannover.



- 
- 27 Budras, K.-D. und Huskamp, B. (1995): Die Hornqualität des Pferdehufs und deren Verbesserung nach einer orthopädischen Behandlung der Hufrehe. In: P. F. Knezevic, Orthopädie bei Huf- und Klauentieren. Schattauer, Stuttgart: S. 252-268.
- 28 Budras, K.-D., Mülling, C. und Reese, S. (2005): Zehenendorgan (Organum digitale). In: H. E. König und H. G. Liebich, Anatomie der Haussäugetiere. Schattauer, Stuttgart: S. 624-630.
- 29 Cerný, H. (1987): Ossifizierung des Meta- und Akropodiums im Laufe der frühen fötalen Ontogenese beim Schaf. Schweizer Archiv für Tierheilkunde Heft 12, Band 129: 389-397.
- 30 Christodoulopoulos, G. (2009): Foot lameness in dairy goats. Research in Veterinary Science 86(2): 281-284.
- 31 da Silva, L. A., Franco, L. G., Atayde, I. B., da Cunha, P. H., de Moura, M. I. und Goulart, D. S. (2010): Effect of biotin supplementation on claw horn growth in young, clinically healthy cattle. Can Vet J 51(6): 607-10.
- 32 Dämmrich, K., Unshelm, J., Andreae, U. und Bader, R. (1982): Untersuchungen über Klauenveränderungen bei in Einzeltier- und Gruppenhaltung aufgezogenen Mastkälbern. Berl Munch Tierarztl Wochenschr 95: 21-26.
- 33 de Salamanca, M. E. und Schwarz, R. (1960): Die Arterien an der Beckengliedmaße der Ziege. Wien. Tierärztl. Mschr. 47 - Festschrift der Wiener Tierärztlichen Monatsschrift: 102-114.
- 34 Deacock, A. R. und Simpson, W. T. (1964): Fatal reactions to Lignocaine. Anaesthesia 19: 217-221.
- 35 Dietz, O., Gängel, H. und Koch, K. (1971): Die Erhaltung der Gliedmaßen- und Klauengesundheit unter modernen Produktionsbedingungen. Monatshefte für Veterinärmedizin 7: 241-246.
- 36 Dietz, O. und Prietz, G. (1981): Klauenhornqualität - Klauenhornstatus. Monatshefte für Veterinärmedizin 36: 419-422.
- 37 Dirks, C. (1985): Makroskopische, licht- und elektronenmikroskopische Untersuchungen über den Rückenteil der Rinderklaue. Freie Universität Berlin, Diss. med. vet., Berlin.
- 38 Dobler, C. (1967): Papillarkörper und Kapillaren der Hundekralle, Schweine- und Ziegenklaue. Gegenbaurs Morphologisches Jahrbuch 113: 382-428.
- 39 Eisen, A. Z., Montagna, W. und Chase, H. B. (1953): Sulfhydryl groups in the skin of the mouse and guinea pig. J Natl Cancer Inst 14(2): 341-53.

- 
- 40 Elias, P. M. (1981): Lipids and the epidermal permeability barrier. *Arch Dermatol Res* 270(95-117).
- 41 Elias, P. M. und Friend, D. S. (1975): The permeability barrier in mammalian epidermis. *J. Cell. Bio.* 65: 180-191.
- 42 Engel, E. (1919): Vergleichend-anatomische Untersuchungen über die Zehenknochen von Pferd, Rind, Ziege und Schaf. Durch die tierärztliche Hochschule zu Dresden verstärkte Medizinische Fakultät der Universität Leipzig, Diss. med. vet., Dresden.
- 43 Estill, C. (1977): Intravenous local analgesia of the bovine lower leg. *Veterinary Medicine & Small Animal Clinician* 72: 1501-1502.
- 44 Ewing, K. K. (1990): Anesthesia Techniques in Sheep and Goats. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice* 6: 759-778.
- 45 Fehlings, K. (1980): Intravenöse regionale Anästhesie an der V. digitalis dorsalis communis III - eine brauchbare Möglichkeit zur Schmerzausschaltung bei Eingriffen an den Vorderzehen des Rindes. *Deutsche Tierärztliche Wochenschrift* 87: 4-7.
- 46 Fiedler, A., Maierl, J. und Nuss, K. (2004): Funktionelle Klauenpflege. In: A. Fiedler, J. Maierl und K. Nuss, *Erkrankungen der Klauen und Zehen des Rindes*. Parey, Stuttgart: S. 44-62.
- 47 Freytag, K. (1962): Arterien und Venen an der Beckengliedmaße des Schafes. Hannover, Diss. med. vet., Tierärztliche Hochschule Hannover.
- 48 Fürst, A. (1992): Makroskopische und mikroskopische Anatomie der Rinderklaue. Zürich, Diss. med. vet., Zürich.
- 49 Ganter, M. (2001a): Organkrankheiten. In: H. Behrens, M. Ganter und T. Hiepe, *Lehrbuch der Schafkrankheiten*. Parey, Stuttgart: S. 1-147.
- 50 Ganter, M. (2001b): Arzneimittelanwendungen und chirurgische Techniken. In: H. Behrens, M. Ganter und T. Hiepe, *Lehrbuch der Schafkrankheiten*. Parey, Stuttgart: S. 421-442.
- 51 Garret, P. (1988): The Thoracic Limb. In: *Guide to Ruminant Anatomy Based on the Dissection of the Goat*. Iowa State University Press, Alabama: S. 55 - 67.
- 52 Geyer, H. (1979): Morphologie und Wachstum der Schweineklaue. Grundlagen für Stallbodengestaltung und Klauenpatologie. Zürich, Habilitationsschrift, Zürich.
- 53 Geyer, H. (1980): Zur mikroskopischen Anatomie der Epidermis an der Schweineklaue. *Anatomia Histologia Embryologia* 9: 337-360.

- 
- 54 Geyer, H. (1984): Histochemische Untersuchungen an der Klauenepidermis des Schweines. *Anat Histol Embryol* 13: 120-140.
- 55 Geyer, H. (2005): Äußere Haut, Integumentum commune. In: F.-V. Salomon, *Anatomie für die Tiermedizin*. Enke, Stuttgart: S. 634-676.
- 56 Geyer, H., Fürst, A. und Warzecha, C. (2000): Anatomie der Rinderklaue. In: C. J. Lischer, *Handbuch zur Pflege und Behandlung der Klauen beim Rind*. Lischer C. J., Parey: S. 13-30.
- 57 Ghoshal, N. G. und Getty, R. (1968): The arterial supply to the appendages of the sheep (ovis aries). *Journal of Science* 42: 215-244.
- 58 Giovanoli, G. (1917): Aus dem Gebiete der Ziegenzucht. *Schweizer Archiv für Tierheilkunde* 59: 13-32.
- 59 Giroud, A. und Bulliard, H. (1934): Croissance et kératinisation des phanères. *Archives de zoologie expérimentale et générale* 34: 583-594.
- 60 Giroud, A. und Bulliard, H. (1935): Les substances à fonction sulfhydryle dans l'épiderme. *Archives d'anatomie microscopique* 31: 271-290.
- 61 Giroud, A., Bulliard, H. und Leblond, C. P. (1934): Les deux types fondamentaux de kératinisation. *Bulletin d'histologie appliquée à la physiologie et à la pathologie et de technique microscopique* 11: 129-144.
- 62 Giroud, A. und Leblond, C. P. (1950-1951): The keratinization of epidermis and its derivatives especially the hair, as shown by x-ray diffraction and histochemical studies. *Annals of the New York Academy of Sciences* 53: 613-626.
- 63 Gray, P. R. und McDonell, W. N. (1986): Anesthesia in Goats and Sheep Part I. Local Analgesia. *Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian* 8: 33-39.
- 64 Gründer, H.-D. (1977): Haare, Haut, Unterhaut, sichtbare Schleimhäute und Hörner. In: G. Rosenberger, *Die klinische Untersuchung des Rindes*. Parey, Berlin: S. 91-108.
- 65 Günther, M. (1988): *Klauenkrankheiten*. G. Fischer, Jena.
- 66 Gwendolyn, L. und Sandee, M. (1996): General Anesthetic Techniques in Ruminants. *Vet Clin North Am Food Anim Pract* 12: 627-661.
- 67 Habacher, F. (1948): Der Klauenbeschlag. In: *Der Huf- und Klauenbeschlag*. Verlag Urban & Schwarzenberg, Wien: S. 184-196.
- 68 Habermehl, K.-H. (1996): Haut und Hautorgane. In: R. Nickel, A. Schummer und E. Seiferle, *Lehrbuch der Anatomie der Haustiere*. Parey, Berlin. Band III: S. 443-576.

- 
- 69 Hall, L. W. und Clarke, K. W. (1983): Part II: Anaesthesia of the Species: 13 Anaesthesia of the Sheep and Goat. In, Veterinary Anaesthesia Baillière Tindall: S. 273-286.
- 70 Hashimoto, K. (1971): Cementsome - a new interpretation of the membrane-coating granule. Archiv für dermatologische Forschung 240: 349-364.
- 71 Hauck-Bauer, R. (1977): Untersuchungen über den therapeutischen Nutzen der regionalen intravenösen Verabreichung von Oxytetracyclin in die Vv. dig. dors. comm. III und IV bei Klauenerkrankungen des Rindes. TIHO Hannover, Diss Med Vet, Hannover.
- 72 Hayward, A. F. (1976): Ingestion of colloid in a keratinized epithelium and its localization in membrane-coating granules. J Anat 121: 313-321.
- 73 Hayward, A. F. (1979): Membrane-coating granules. Int Rev Cytol 59: 97-127.
- 74 Hendry, K. A. K., Knight, C. H., Rae, M., Galbraith, H. und Wilde, C. J. (2002): Basement membrane deterioration in hoof ulceration. 12th International Symposium on Lameness in Ruminants. Orlando, USA.
- 75 Henke, F. (1997): Hufbeinträger und Hufmechanismus im Seiten-, Trachten- und Eckstreben teil des Pferdehufes. Freie Universität Berlin, Diss. med. vet., Berlin.
- 76 Hess, E. (1913): Klauenkrankheiten. In: J. Bayer und Fröhner, Handbuch der tierärztlichen Chirurgie und Geburtshilfe. Wilhelm Braumüller, K. u. K. Hof- und Universitäts-Buchhändler, Wien und Leipzig: S. 131-435.
- 77 Higuchi, H., Maeda, T., Nakamura, M., Kuwano, A., Kawai, K., Kasamatsu, M. und Nagahata, H. (2004): Effects of biotin supplementation on serum biotin levels and physical properties of samples of solar horn of Holstein cows. Can J Vet Res 68(2): 93-7.
- 78 Hirschberg, R. (1999): Die Feinstruktur der Blutgefäße an der gesunden und erkrankten Rinderklaue. Freie Universität Berlin, Diss. med. vet., Berlin.
- 79 Hirschberg, R. M., Mülling, C. H. und Budras, K.-D. (2001): Pododermal angioarchitecture of the bovine claw in relation to form and function of the papillary body. A scanning electron microscopic study. Microsc Res Tech 54: 375-385.
- 80 Hirschberg, R. M., Mulling, C. K. und Bragulla, H. (1999): Microvasculature of the bovine claw demonstrated by improved micro-corrosion-casting technique. Microsc Res Tech 45(3): 184-97.
- 81 Hirschberg, R. M. und Plendl, J. (2005): Pododermal angiogenesis and angioadaptation in the bovine claw. Microsc Res Tech 66: 145-155.

- 
- 82 Hohmann, H. (1901): Untersuchungen über die Klauenlederhaut des Rindes. Universität Bern, Diss. med. vet., Bern.
- 83 Horst, v., C. (2011): Persönliches Gespräch. München.
- 84 Huxley, J. N. und Whay, H. R. (2006): Current attitudes of cattle practitioners to pain and the use of analgesics in cattle. *Vet Rec* 159(20): 662-8.
- 85 Joy, D. (1973): The Scanning Electron Microscope - Principles and Application. 6th Annual Scanning Electron Microscopy Symposium, Chicago.
- 86 Karahan, S., Yildiz, D. und Bolat, D. (2007): Scanning electron microscopic features of the ovine interdigital sinus. *Acta Vet Hung* 55(4): 417-24.
- 87 Kastner, D. (1976): Untersuchungen zur Klauenhistologie als Qualitätsparameter beim L-Schwein. Berlin, Diss. med. vet., Berlin.
- 88 Keeri-Szanto, M. (1980): Systemic Effects of Limb Tourniquets. Anaesthesiology, Proceedings of the 7th World Congress of Anaesthesiologists, Hamburg, Excerpta Medica.
- 89 Kepler, H. (1966): Untersuchungen über die Struktur des Klauenhorns bei verschiedenen Schafrassen und ein Vergleich mit der Wollfeinheit. Huboldt-Universität, Diss. med. vet., Berlin.
- 90 Klawuhn, D. und Staufienbiel, R. (2003): Zur Technik der intravenösen Regionalanästhesie an der Rindergliedmaße. *Der Praktische Tierarzt* 84: 38-45.
- 91 Knese, K.-H. (1979): Stützgewebe und Skelettsystem. In: W. Bargmann, Handbuch der mikroskopischen Anatomie des Menschen. Band II: S. 194-224.
- 92 Kobayashi, K. (1990): Three-dimensional architecture of the connective tissue core of the lingual papillae in the guinea pig. *Anat Embryol (Berl)* 182(3): 205-13.
- 93 Kofler, J., Buchner, A. und Sendlhofer, A. (1996): Long term ultrasonographic and venographic study of the development of tarsal vein thrombosis in a cow. *The Veterinary Record* 138: 34-38.
- 94 Kofler, J. und Kübber-Heiss, A. (1997): Long term ultrasonographic and venographic study of the development of tarsal vein thrombosis in a cow. *The Veterinary Record* 140: 676-678.
- 95 Kofler, J., Martinek, B., Kübber-Heiss, A. und Kübber, P. (2004): Generalised distal limb vessel thrombosis in two cows with digital and inner organ infections. *The Veterinary Journal* 167: 107-110.
- 96 Komar, E. (1991): Intravenous Anaesthesia in the Sheep. Proceedings of the 4th International Congress of Veterinary Anaesthesia Utrecht.

- 
- 97 König, H. E., Liebich, H. G. und Cervený, C. (2005): Nervensystem (Systema nervosum). In: H. E. König und H. G. Liebich, Anatomie der Haussäugetiere. Schattauer, Stuttgart: S. 485-557.
  - 98 Korte, B. (1987): Ein Beitrag zur Entwicklung der Klaue des Schafes mit besonderer Berücksichtigung der Hornbildung. Freie Universität Berlin, Diss. med. vet., Berlin.
  - 99 Künzel, E. (1990): Haut (Integumentum commune). In: W. Mosimann und T. Kohler, Zytologie, Histologie und mikroskopische Anatomie der Haussäugetiere. Parey, Berlin: S. 259-287.
  - 100 Künzel, E. und Knospe, C. (1990): Bewegungsapparat. In: W. Mosimann und T. Kohler, Zytologie, Histologie und mikroskopische Anatomie der Haussäugetiere. Parey, Berlin: S. 249-258.
  - 101 Küpper, W. (1984): Schmerzausschaltung in der experimentellen Chirurgie bei Hund, Katze, Schwein, Schaf. Verlag Paul Parey, Berlin und Hamburg.
  - 102 Leach, D. H. und Zoerb, G. C. (1983): Mechanical properties of equine hoof wall tissue. Am J Vet Res 44: 2190-2194.
  - 103 Leblond, C. P. (1950-1951): Histological structure of hair, with a brief comparison to other epidermal appendages and epidermis itself. Annals of the New York Academy of Sciences 53: 464-475.
  - 104 Leblond, C. P. und Inoue, S. (1989): Structure, Composition and Assembly of Basement Membrane. Am. J. Anat. 185: 367-390.
  - 105 Lewis, E. R. und Nemanic, M. K. (1973): Critical Point Drying Techniques. 6th Annual Scanning Electron Microscopy Symposium, Chicago.
  - 106 Liebich, H.-G., Maierl, J. und König, H. E. (2005): Vorder- oder Schultergliedmaßen (Membra thoracica). In: H. E. König und H.-G. Liebich, Anatomie der Haussäugetiere. Schattauer, Stuttgart: S. 141-210.
  - 107 Liebich, H. G., Reese, S. und Budras, K.-D. (2004): Allgemeine Körperdecke (Integumentum commune). In: H. G. Liebich, Funktionelle Histologie der Haussäugetiere. Schattauer, Stuttgart: S. 311-330.
  - 108 Linklater, K. A. und Smith, M. C. (1993): Color atlas of diseases and disorders of the sheep and goat. Wolfe.
  - 109 Lischer, C. J., Koller, U., Geyer, H., Mülling, C., Schulze, J. und Ossent, P. (2002): Effect of Therapeutic Dietary Biotin on the Healing of Uncomplicated Sole Ulcers in Dairy Cattle - a Double Blinded Controlled Study. The Veterinary Journal 163(1): 51-60.

- 
- 110 Lischer, C. J. und Ossent, P. (2000): Sole ulcer in dairy cattle, what's new about an old disease. XI International Symposium on disorders of the ruminant digit and III International Conference on bovine lameness, Parma, Italy: Fondazione iniziative zooprofilattiche e zootechniche 2000.
- 111 Lischer, C. J. und Ossent, P. (2002a): Pathogenesis of sole lesions attributed to laminitis in cattle. 12th International Symposium on Lameness in Ruminants. Orlando, USA: 82-89.
- 112 Lischer, C. J., Ossent, P., Raber, M. und Geyer, H. (2002b): Suspensory structures and supporting tissues of the third phalanx of cows and their relevance to the development of typical sole ulcers (Rusterholz ulcers). *Vet Rec* 151(23): 694-8.
- 113 Magda, I. I. (1960): Örtliche Betäubung bei Operationen in den einzelnen Regionen des Körpers. In: *Lokalanästhesie - Anleitung für Tierärzte*. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena: S.
- 114 Maierl, J. (2000): Funktionelle Anatomie der Zehen des Rindes. In: A. Fiedler, S. Nüske und J. Maierl, *Funktionelle Klauenpflege beim Rind*. Verlags Union Agrar, München: S. 23-46.
- 115 Maierl, J. (2004c): Funktionelle Anatomie und Biomechanik der Klaue. In: A. Fiedler und J. Maierl, *Management der Klauengesundheit beim Rind*. Verlag Th. Mann, Gelsenkirchen: S. 10-33.
- 116 Maierl, J. und Böhmisch, R. (2001): Grundlagenkenntnisse für eine fachmännische Klauenpflege: Funktionelle Anatomie der Rinderklaue. *Großtierpraxis* 2: 5-13.
- 117 Maierl, J. und Mülling, C. (2004a): Funktionelle Anatomie. In: A. Fiedler, J. Maierl und K. Nuss, *Erkrankungen der Klauen und Zehen des Rindes*. Schattauer, Stuttgart: S. 1-27.
- 118 Maierl, J. und Nuss, K. (2004b): Anatomische Grundlagen und Lokalanästhesie. In: A. Fiedler, J. Maierl und K. Nuss, *Erkrankungen der Klauen und Zehen des Rindes*. Schattauer, Stuttgart: S. 29-43.
- 119 Manohar, M., Kumar, R. und Tyagi, R. P. S. (1971): Studies on intravenous retrograde regional anaesthesia of the forelimb in Buffalo calves. *British Veterinary Journal* 127: 401-407.
- 120 Martin, P. (1919): B. Das Skelett der Schultergliedmaße. In: P. Martin, *Lehrbuch der Anatomie der Haustiere - Band III*. Verlag von Schickhardt & Ebner, Stuttgart: S. 24-44.
- 121 Martinez, I. R. und Peters, A. (1971): Membrane-coating granules and membrane modifications in keratinizing epithelia. *American Journal of Anatomy* 130: 93-119.

- 
- 122 Matoltsy, A. G. (1975): Desmosomes, filaments, and keratohyaline granules: their role in the stabilization and keratinization of the epidermis. *J Invest Dermatol* 65: 127-142.
  - 123 Matoltsy, A. G. und Parakkal, P. F. (1965): Membrane-coating granules of keratinizing epithelia. *Journal of Cell Biology* 24: 297-307.
  - 124 Matoltsy, A. G. und Sinesi, S. J. (1957): A study of the mechanism of keratinization of human epidermal cells. *Anat Rec* 128(1): 55-67.
  - 125 May, N. D. S. (1970): *The Anatomy of the Sheep*. University of Queensland Press, St. Lucia, Queensland.
  - 126 Maynicke, J. (2002): Die präparatorische Darstellung der arteriellen Gefäßversorgung. *Der Präparator* 48: 1-11.
  - 127 Merrifield, A. J. und Carter, S. J. (1965): Intravenous regional analgesie: lignocaine blood levels. *Anaesthesia* 20: 287.
  - 128 Mescon, H. und Flesch, P. (1952): Modification of Bennett's method for the histochemical demonstration of free sulfhydryl groups in skin. *J Invest Dermatol* 18(3): 261-6.
  - 129 Michel, G. (1992): Haut. In: A. Smollich und G. Michel, *Mikroskopische Anatomie der Haustiere*. Gustav Fischer Verlag, Jena, Stuttgart: S. 494-526.
  - 130 Miyawaki, K. (1925): Über die Entwicklung des Klauenbeins der Schafembryonen. *Anatomischer Anzeiger* 59: 177-196.
  - 131 Morishima, H. O., Pedersen, H., Finster, M., Sakuma, K., Bruce, S. L., Gutsche, B. B., Stark, R. I. und Covino, B. G. (1981): Toxicity of lidocaine in adult, newborn, and fetal sheep. *Anesthesiology* 55(1): 57-61.
  - 132 Morrow, L. L., Tumbleson, M. E., Kintner, L. D., Pfander, W. H. und Preston, R. L. (1973): Laminitis in lambs injected with lactic acid. *Am J Vet Res* 34(10): 1305-7.
  - 133 Muir, W. W., Hubbel, J. A. E., Skarda, R. T. und Bednarski, R. M. (1995a): Five: Local Anesthesia in Cattle, Sheep, Goats, and Pigs. In, *Handbook of Veterinary Anesthesia* Mosby. Second Edition: S. 53-78.
  - 134 Muir, W. W., Hubbel, J. A. E., Skarda, R. T. und Bednarski, R. M. (1995b): Twenty: Anesthetic Procedures and Techniques in Ruminants. In, *Handbook of Veterinary Anesthesia* Mosby. Second Edition: S. 311-320.
  - 135 Mülling, C. (2005): Klaue (Ungula) der Paarzeher. In: H. E. König und H. G. Liebich, *Anatomie der Haussäugetiere*. Schattauer, Stuttgart: S. 634-644.



- 
- 136 Mülling, C. und Budras, K.-D. (2002a): Beckengliedmaße. In: K.-D. Budras und A. Wünsche, Atlas der Anatomie des Rindes. Schlütersche, Hannover: S. 14-28.
- 137 Mülling, C. H. (1993): Struktur, Verhornung und Hornqualität in Ballen, Sohle und Weißer Linie der Rinderklaue und ihre Bedeutung für Klauenerkrankungen. Freie Universität Berlin, Diss. med. vet., Berlin.
- 138 Mülling, C. H. und Budras, K.-D. (2002b): Morphology of the dermo-epidermal junction of the bovine hoof with reference to its biological function. Wien. Tierärztl. Mschr. 89: 188-196.
- 139 Mülling, C. H. und Hagen, J. (2012): Bedeutung von Klauenerkrankungen und funktionelle Anatomie der Klaue. Der Praktische Tierarzt 93(1): 4-10.
- 140 NAV (2005): Nomina Anatomica Veterinaria, Hannover, Columbia, Gent, Sapporo.
- 141 Nickel, R. (1938): Über den Bau der Hufröhrchen und seine Bedeutung für den Mechanismus des Pferdehufes. Gegenbaurs Morphologisches Jahrbuch 82: 119-160.
- 142 Nickel, R., Schummer, A., Wille, K.-H. und Wilkens, H. (2001): Passiver Bewegungsapparat, Skelettsystem. In: R. Nickel, A. Schummer und E. Seiferle, Lehrbuch der Anatomie der Haussäugetiere - Band I. Parey, Berlin. Band I: S. 15-272.
- 143 Nickel, W. (1962): Arterien und Venen der Vordergliedmaße der Ziege. Tierärztliche Hochschule Hannover, Dissertation, Hannover.
- 144 Nuss, K. (2004): Operationstechniken an der Rinderklaue - aktueller Stand und Perspektiven. Der Praktische Tierarzt 85: 586-590.
- 145 Nuss, K. und Steiner, A. (2004): Spezielle Diagnostik und Therapie. In: A. Fiedler, J. Maierl und K. Nuss, Erkrankungen der Klauen und Zehen des Rindes. Parey, Stuttgart: S. 77-129.
- 146 Orfanos, C. E. (1972): Feinstrukturelle Morphologie und Histopathologie der verhornenden Epidermis. Thieme Verlag, Stuttgart.
- 147 Ossent, P. und Lischer, C. J. (1997): Post mortem examination of the hooves of cattle, horses, pigs and small ruminants under practice conditions. In Practice 19: 21- 30.
- 148 Palmer, J. L. und Bertone, A. L. (1996): Joint biomechanics in the Pathogenesis of traumatic arthritis. In: C. W. McIlwraith und G. W. Trotter, Joint disease in horse. Saunders, Philadelphia: S. 104-119.
- 149 Pellmann, R. (1995): Struktur und Funktion des Hufbeinträgers beim Pferd. Freie Universität Berlin, Diss. med. vet., Berlin.

- 
- 150 Peters, E. (1965): Zur Anatomie der gemeinsamen digitalen Sehnenscheide am Vorder- und Hinterfuß des Rindes, Diss. med. vet. , Hannover.
- 151 Prentice, D. E., Wyn-Jones, G., Jones, R. S. und Jagger, D. W. (1974): Intravenous regional anaesthesia of the bovine foot. *The Veterinary Record* 94: 293-295.
- 152 Räber, M., Geyer, H., Lischer Ch, J., Ossent, P. und Scheeder, M. R. L. (2002a): The bovine digital cushion - anatomical structure and funtion. XXIVth Congress of the European Association of Veterinary Anatomists, Brno, Czech Republic
- 153 Räber, M., Scheeder, M. R. L., Geyer, H., Lischer Ch, J. und Ossent, P. (2002b): The influence of load and age on the fat content and the fatty acid profile of the bovine digital cushion. 12th International symposium on lameness in ruminants, Orlando USA.
- 154 Räber, M., Scheeder, M. R. L., Ossent, P., Lischer, C. J. und Geyer, H. (2006): The content and composition of lipids in the digital cushion of the bovine claw with respect to age and location - A preliminary report. *The Veterinary Journal* 172(1): 173-177.
- 155 Rajtová, V. (1974): Die postnatale Entwicklung des Extremitätenskeletts bei Schaf und Ziege. *Zentralblatt für Veterinärmedizin, Reihe C*: 29-39.
- 156 Rebesco, B., Al-Khatib, G., Aswad, A., Fathalla, M. und Al-Bassam, L. (1974): Experimental study of intravenous local therapy. *Acta Veterinaria* 24: 120-133.
- 157 Redfearn, E. R. und Strangeways, D. H. (1957): The distribution of protein-bound sulphydryl and disulphide groups in various tissues of the vitamin A-deficient rat. *J Anat* 91(3): 391-7.
- 158 Reese, S. (2005): Haut (Cutis). In: H. E. König und H. G. Liebich, *Anatomie der Haussäugetiere*. Schattauer, Stuttgart: S. 608-611.
- 159 Reese, S. (2012): Persönliches Gespräch. München.
- 160 Romeis, B. (1968a): *Mikroskopische Technik*. R. Oldenbourg Verlag, München.
- 161 Romeis, B. (1968b): Anhang I. In: B. Romeis, *Mikroskopische Technik*. R. Oldenbourg Verlag, München. 16. neubearbeitete und verbesserte Auflage: S. 590-596.
- 162 Rosenberg, A. (1873): Über die Entwicklung der Extremitätenskelette bei einigen durch Reduktionen ihrer Gliedmaßen charakterisierten Wirbeltieren. *Zeitschrift für wissenschaftliche Zoologie*/23: 126-132.

- 
- 163 Rosskopf, M. (1986): Mikroskopische Anatomie der Klauenepidermis des Schafes. Zürich, Diss. med. vet., Zürich.
- 164 Rosskopf, M. und Geyer, H. (1987): Mikroskopische Anatomie der Klauenepidermis des Schafes. Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift 100: 373-377.
- 165 Rudolph, H. und de Jong, M. D. (1980): Systemic Toxicity of Local Anesthetics. Anaesthesiology, Proceedings of the 7th World Congress of Anaesthesiologists Hamburg, Excerpta Medica.
- 166 Rusterholz, A. (1920): Das spezifisch-traumatische Klauen-Sohlengeschwür des Rindes. Schweizer Archiv für Tierheilkunde 62: 421-446.
- 167 Ruthe, H., Müller, H. und Reinhard, F. (1997): Klauenpflege und Klauenbeschlag. In: H. Ruthe, H. Müller und F. Reinhard, Der Huf. Enke, Stuttgart: S. 243-259.
- 168 Salomon, F.-V. (1986): Zehenendorgan. In: G. Michel, F.-V. Salomon und G. Gutte, Morphologie landwirtschaftlicher Nutztiere. Quelle & Meyer, Wiesbaden: S. 352-360.
- 169 Salomon, F.-V. (2005): Bewegungsapparat. In: F.-V. Salomon, Anatomie für die Tiermedizin. Enke, Stuttgart: S. 22-218.
- 170 Sambraus, H. H. (2001): Schafe, Ziegen. In, Farbatlas Nutztierassen. Ulmer Verlag, Stuttgart: S. 101-189.
- 171 Scarratt, W. K. und Troutt, H. F. (1986): Iatrogenic lidocaine toxicosis in ewes. J Am Vet Med Assoc 2: 184-185.
- 172 Schaller, O. (2007): Angiologia, Angiology. In: O. Schaller, Illustrated Veterinary Anatomical Nomenclature. Enke Verlag, Stuttgart: S. 234-413.
- 173 Schmidt, V. (1971): Veränderungen des Klauenhorns bei Mastbullen unter verschiedenen Haltungsbedingungen. Freie Universität, Diss. med. vet., Berlin.
- 174 Schneider, H. (1956): Zur Struktur der Sehnenansatzzonen. Anat. Entwicklungsgesch. 119: 431-456.
- 175 Schröder, B. und Diener, M. (2000): Grundlagen der Zellphysiologie. In: W. von Engelhardt und G. Breves, Physiologie der Haustiere. Enke Verlag, Stuttgart: S. 5-42.
- 176 Schulze, W. (1951): Leitfaden der Ziegenkrankheiten. S. Hirzel Verlagsbuchhandlung, Leipzig.
- 177 Schweigert, F. J. (2004): Vitamine. In: W. von Engelhardt und G. Breves, Physiologie der Haustiere. Enke, Stuttgart: S. 614-624.

- 
- 178 Schweitzer, W. und König, H. E. (1990): Korrosionsanatomische und rasterelektronenmikroskopische Untersuchungen an den Blutgefäßen der Beckengliedmaße des Rindes. *Tierärztliche Praxis* 18: 13-16.
- 179 Scott, P. (1998): Amputation of the Ovine Digit. In: M. Melling und M. Alder, *Sheep and Goat practice 2* W. B. Saunders Company Ltd. , London: S. 197-203.
- 180 Seidel, M. (1992): Makroskopische, licht- und elektronenmikroskopische Untersuchungen an der Krallen des Hundes. Freie Universität, Diss. med. vet. , Berlin.
- 181 Seiferle, E. und Frewein, J. (2001): Aktiver Bewegungsapparat, Muskelsystem, Myologia. In: R. Nickel, A. Schummer und E. Seiferle, *Lehrbuch der Anatomie der Haustiere - Band I*. Parey, Berlin: S. 273-569.
- 182 Silva, M. C., Watanabe, I. und Kronka, M. C. (2002): Three-dimensional architecture of the connective tissue core and surface structures of the lingual papillae in the rabbit. *Histol Histopathol* 17(2): 455-61.
- 183 Simon, E. (1951): Das Ineinandergreifen von Oberhaut und Lederhaut an den Ballen verschiedener Tiere. *Z. Anat. Entwicklungsgesch.* 116: 168-177.
- 184 Singh, A. P., Singh, J., Peshing, P. K., Nigam, J. M. und Chawla, S. K. (1982): Effects of limb tourniquet ischemia on local and systemic acid-base and blood gases of cattle. *Canadian Journal of Comparative Medicine* 46: 405-409.
- 185 Sinowatz, F. (1992): Haut und Anhangsorgane. In: H. Hees und F. Sinowatz, *Histologie*. Deutscher Ärzte-Verlag, Köln: S. 374-388.
- 186 Sinowatz, F. (1998): Haut (Integument) und Anhangsorgane. In: I. Rüsse und F. Sinowatz, *Lehrbuch der Embryologie der Haustiere*. Parey, Berlin: S. 399-408.
- 187 Sisson, S. (1953): Osteology. In: S. Sisson, *The anatomy of the domestic animals*. W.B. Saunders Company, Philadelphia and London: S. 20-203.
- 188 Skarda, R. T. (1996): Local and Regional Anesthesia in Ruminants and Swine. *Vet Clin North Am Food Anim Pract* 12: 579-626.
- 189 Skarda, R. T. und Tranquilli, W. J. (2007): Local and Regional Anesthetic and Analgesic Techniques: Ruminants and Swine. In: W. J. Tranquilli, J. C. Thurmon und K. A. Grimm, *Lumb & Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia*. Blackwell Publishing, Iowa: S. 643-683.
- 190 Smith, R. N. (1956): The proximal metatarsal sesamoid of the domestic ruminants. Is it the vestige of a second metatarsal? *Anatomischer Anzeiger* 103: 242-244.

- 
- 191 Sonnabend, E. und Maschinski, G. (1976): Tierexperimentelle Untersuchungen zur Toxizität von Carticain und Lidocain. Deutsche Zahnärztliche Zeitschrift 31: 126-127.
- 192 Stanek, C. und Fessler, L. (1985): Zum Einfluß der intravenösen Stauungsanästhesie und -antibiose auf den Gewebe-pH an der Rinderextremität. Deutsche Tierärztliche Wochenschrift 92: 89-90.
- 193 Steiner, A., Ossent, P. und Mathis, G. A. (1990): Die intravenöse Stauungsanästhesie/-Antibiose beim Rind - Indikationen, Technik, Komplikationen. Schweizer Archiv für Tierheilkunde 132: 227-237.
- 194 Steiner, A. und von Rotz, A. (2003): Die wichtigsten Lokalanästhesien beim Rind: Eine Übersicht. Schweizer Archiv für Tierheilkunde 145 (1): 262-271.
- 195 Steinert, P. P. und Idler, W. W. (1975): The extraction and characterization of bovine epidermal  $\alpha$ -keratin. Biochemistry 18: 5664-5669.
- 196 Stipancevic, L. und Fessler, L. (1974): Beitrag zur intravenösen Regionalanästhesie an der distalen Extremität des Rindes. Wien. Tierärztl. Mschr. 61: 13-15.
- 197 Strobel, H. (2009): Klauenpflege Schaf und Ziege. Ulmer, Stuttgart.
- 198 Strobel, H., Ganter, M. und Spengler, D. (2014): Der Einfluss von Klauenerkrankungen auf das Tierwohl von Schaf und Ziege. Tierärztliche Praxis Großtiere 42 1: 49-58.
- 199 Taylor, P. (1998): Anaesthesia in Sheep and Goats. In: M. Melling und M. Alder, Sheep and Goat practice 2. W. B. Saunders Company Ltd. , London: S. 99-116.
- 200 Thienel, M. (1903): Vergleichende Untersuchungen über den mikroskopischen Bau der Blutgefäße der Schultergliedmasse von Pferd, Esel, Rind, Kalb, Schaf, Schwein und Hund. Universität Bern, Inaugural-Dissertation, Bern.
- 201 Thoms, H. (1896): Untersuchungen über Bau, Wachsthum und Entwicklung des Hufes der Artiodactylen insbes. d. *Sus scrofa*. Deutsche Tierärztliche Wochenschrift: 7-96.
- 202 Tillmann, B. (1987): Binde- und Stützgewebe; Sehnen. In: A. Rauber und F. Kopsch, Anatomie des Menschen. Thieme, Stuttgart: S. 14-48.
- 203 Usubiaga, J. E., Moya, F. und Wikinsky, J. A. (1967): Relationship between the passage of local anaesthetics across the blood-brain barrier and their effects on the central nervous system. Br. J. Anaesth 39: 943-947.
- 204 van Amstel, S. R., Palin, F. L., Rorhbach, B. W. und Shearer, J. K. (2003): Ultrasound measurement of sole horn thickness in trimmed claws of dairy cows. J Am Vet Med Assoc 223(4): 492-4.

- 
- 205 van Amstel, S. R., Palin, F. L. und Shearer, J. K. (2004b): Measurement of the thickness of the corium and subcutaneous tissue of the hind claws of dairy cattle by ultrasound. *Vet Rec* 155(20): 630-3.
- 206 van Amstel, S. R. und Shearer, J. K. (2001): Abnormalities of hoof growth and development. *Vet Clin North Am Food Anim Pract* 17(1): 73-91, vi.
- 207 van Amstel, S. R., Shearer, J. K. und Palin, F. L. (2004): Moisture content, thickness, and lesions of sole horn associated with thin soles in dairy cattle. *J Dairy Sci* 87(3): 757-63.
- 208 Voigt, K. (2013): Persönliches Gespräch. München.
- 209 Waibl, H., Wilkens, H. und Münster, W. (1996): Organe des Kreislaufs - Arterien, Arteriae; Venen, Venae. In: R. Nickel, A. Schummer und E. Seiferle, *Lehrbuch der Anatomie der Haussäugetiere - Band III*. Parey, Berlin: S. 74-275.
- 210 Warzecha, C. (1993): The ruminant hoof: Morphological and histochemical findings in cattle, sheep and goat. Zürich, Diss. med. vet., Zürich.
- 211 Weaver, A. D. (1972): Intravenous Local Anesthesia of the Lower Limb in Cattle. *J Am Vet Med Assoc* 160: 55-57.
- 212 Weaver, A. D. (1988): Chirurgie und Lahmheit beim Rind. Gustav Fischer, Stuttgart.
- 213 Weiler, W. (1979): Insertionsdesmopathien beim Pferd. Freie Universität Berlin, Habilitationsschrift, Berlin.
- 214 Westerfeld, I. (2003): Struktur und Funktion des bovinen Klauenbeinträgers. Freie Universität Berlin, Diss. med. vet., Berlin.
- 215 Westerfeld, I., Mülling, C. H. und Budras, K.-D. (2000): Suspensory apparatus of the distal phalanx (Ph III) in the bovine hoof. XI International Symposium on disorders of the ruminant digit and III International Conference on bovine lameness, Parma, Italy: Fondazione iniziative zooprofilattiche e zootechniche 2000.
- 216 Westhues, M. und Fritsch, R. (1960): Die Narkose der Tiere - Band I Parey, Berlin und Hamburg.
- 217 Westhues, M. und Fritsch, R. (1961a): Die Narkose der Tiere - Band II. Paul Parey, Berlin und Hamburg.
- 218 Westhues, M. und Fritsch, R. (1961b): Die Anwendung der Narkose bei den verschiedenen Tierarten. In: Die Narkose der Tiere - Band II. Paul Parey, Berlin und Hamburg. Band II: S. 280-337.

- 
- 219 Wheeler, J. L., Bennet, J. W. und J.C.D., H. (1972): Effect of ambient temperature and daylength on hoof growth in sheep. *J. Agric. Sci. Camb.* 79: 91-97.
- 220 Widauer, S. (2006): Biomechanische Eigenschaften des Klauenbeinträgers bei Rindern mit unterschiedlicher Laktationszahl. LMU München, Diss. med. vet., München.
- 221 Wilkens, H. (1963): Zur makroskopischen und mikroskopischen Morphologie der Rinderklaue mit einem Vergleich der Architektur von Klauen- und Hufhörchen. Hannover, Habilitationsschrift, Hannover.
- 222 Williams, V. M., Lascelles, B. D. und Robson, M. C. (2005): Current attitudes to, and use of, peri-operative analgesia in dogs and cats by veterinarians in New Zealand. *N Z Vet J* 53(3): 193-202.
- 223 Winicker, M., Ganter, M. und Bickhardt, K. (1990): Verlaufsuntersuchungen bei spontaner und experimenteller Pansenacidose der Schafe. Tagung der Fachgruppe "Krankheiten der kleinen Wiederkäuer"; Thema: "Schaf- und Ziegenkrankheiten". H. Bostedt. Giessen: 26-27.
- 224 Winkelmann, J. und Ganter, M. (2008): Farbatlas Schaf- und Ziegenkrankheiten. Ulmer, Stuttgart.
- 225 Winter, A. (2004): Lameness in Sheep. The Crowood Press, Wiltshire.
- 226 Wissdorf, H. (1961): Arterien und Venen der Schultergliedmaße des Schafes. Tierärztliche Hochschule Hannover, Diss. med. vet., Hannover.
- 227 Worbes, H. (2009): Hygiene der Schafhaltung. In: H. Behrens, M. Ganter und T. Hiepe, Lehrbuch der Schafkrankheiten. Parey, Stuttgart: S. 443-454.
- 228 Zalkin, V. I. (1966): The Variability of Metapodialia in Sheep. *Bjulleten' Moskovskogo Obščestva Ispytatelej Prirody / Otdel biologičeskij* 66 5: 115-132.
- 229 Zenker, W. (1991): Hufhornveränderungen bei Lippizanerpfeden und ein Behandlungsversuch mit Biotin. Histologische Untersuchungen an veränderten Hufen und Bestimmungen biotinabhängiger Enzyme., Diss. med. vet., Zürich.
- 230 Zietzschmann, O. (1918): Das Zehenendorgan der rezenten Säugetiere: Krallen, Nagel, Huf. *Schweizer Archiv für Tierheilkunde* 60: 16-275.
- 231 Zietzschmann, O. (1949): Zirkulationsfördernde Einrichtungen am Zehenendorgan des Pferdes. *Deutsche Tierärztliche Wochenschrift* 5/6: 36-38.

---

## Danksagung

Meinem Lehrer und Doktorvater PD Johann Dr. Maierl gilt meiner herzlicher Dank für die Überlassung des interessanten Themas, die wertvollen Inspirationen und die jederzeit gewährte, wohlwollende Unterstützung.

Bei allen Mitarbeiterinnen und Mitarbeitern des Instituts für Tieranatomie bedanke ich mich für stets angebotene Hilfe. Besonderer Dank gilt dem Präparator Herrn Siegfried Hecher, der mir stets mit einem offenen Ohr bei sämtlichen Problemen sofort zur Seite stand. Für Anregungen zur Lösung technischer Probleme, bei den Fotografien sowie für diverse Gespräche und Diskussionen bedanke ich mich bei meiner Mitdoktorandin Kaline Pfaffendorf.

Mein uneingeschränkter Dank gilt Frau Silvia Mitterer für ihre geduldige und kompetente fachliche Unterstützung bei den histologischen, rasterelektronenmikroskopischen Untersuchungen und weiteren Arbeiten im Labor.

Ohne die Unterstützung des Vereins NC (Bonn) und von RAIN Elke Gießen wäre mir das Studium der Tiermedizin verwehrt geblieben. Diesen wertvollen Menschen möchte ich von ganzem Herzen danken.

Mein besonderer Dank gilt meinen guten Freunden, Praktikumstierärzten und Arbeitgebern Dr. Andreas Heusel, Dr. Fritz Woerlen und Dr. Julia Kröll. Alles was ich kann, kann ich durch Euch!

Für die prompte Unterstützung durch Herrn Dr. Graunke (TGD) am Anfang meiner Arbeit, die mir die Beschaffung des Arbeitsmaterials ungemein erleichterte, möchte ich mich bedanken.

Vielen Dank an die Familie Frey, die Metzgerei Decker in Penzberg, die Mitarbeiter der Pathologie am Landesamt für Gesundheit und Lebensmittelhygiene in Oberschleißheim, hier vor allem Frau Dr. Angela Hafner-Marx, sowie die Mitarbeiter des Instituts für Pathologie LMU für die Hilfe bei der Beschaffung der Extremitäten der kleinen Wiederkäuer.

Frau Dr. Melanie Feist (Klinik für Wiederkäuer LMU) sowie Herrn Dr. Stefan Nüske (LVG Oberschleißheim) gilt mein Dank für die Beschaffung von Literatur und Bildern sowie für die anregenden Gespräche über Klauenpflege und ISTVAN.

Vielen Dank an Frau Dr. Carola Sauter-Louis für die Hilfestellung bei der statistischen Auswertung.

Dr. Christoph v. Horst gilt mein Dank für die unbürokratische Hilfe bei der Erstellung der Korrosionspräparate sowie der Bereitstellung des Ausgusskunststoffes. Herr PD



---

Dr. Sven Reese half mir sehr bei der Erstellung meiner histologischen Präparate, sowie deren Auswertung. Hierfür möchte ich meinen Dank aussprechen.

Danke an Prof. Dr. Holm Zerbe und Dr. Dipl. Ing. Agr. Frank Weber für die Bereitstellung der Versuchstierherde im Oberwiesenfeld.

Bei Dr. Katja Voigt (Klinik für Wiederkäuer LMU) möchte ich mich herzlich für zeitraubende Unterstützung in der gesamten Zeit des Tierversuches bedanken. Nur durch ihre wertvollen Hinweise und klugen Ideen konnte alles so gut gelingen. In froher Hoffnung auf die Veröffentlichung des Artikels zur ISTVAN freue ich mich auf weitere Zusammenarbeit.

Meine liebe ehemalige Klassenkameradin Steffi Zell fertigte mir in mühevoller, detailgetreuer Kleinstarbeit über Monate hinweg die perfekten anatomischen Zeichnungen von Schaf und Ziege an. Dafür möchte ich mich herzlich bedanken.

Bei der Tierschutzbeauftragten Dr. Caroline Wöhr möchte ich mich für die Hilfe bei der Erstellung des Tierversuchsantrages bedanken.

Meinem guten Freund Rouven Anderson, sowie meinem ehemaligen Englischlehrer OStR Jörg Gerhardt gilt mein besonderer Dank für die stundenlange Hilfe bei der Übersetzung meiner Texte ins Englische.

Meinen Studienkollegen und Freunden Alex Baumann, Rouven Anderson, Luzie Rettenbeck, Alex Rhöse, Alina Schäfer, Markus Elger und Valentin Harter danke ich für die Hilfe bei der Erstellung der Erst- und Übersichtspräparate. Markus Elger, Valentin Harter und meiner lieben Marion gilt mein besonderer Dank für die kräftezehrende Hilfe bei der Durchführung des Tierversuches. Ohne Euch wäre es nicht gegangen!

Meiner Schwester Uli, meiner Schwägerin Tanja und meinem Vater gilt mein besonderer Dank für das wiederholte Korrekturlesen meiner Arbeit.

Mein besonderer Dank gilt meiner Familie, allen voran meinen Eltern und meiner Verlobten Marion Müller für ihre aufopferungsvolle Unterstützung. Mit viel Geduld habt ihr mich durch alle Gipfel und Täler meines Studiums und meiner Doktorarbeit begleitet und habt meine Launen ebenso wie die fehlende gemeinsame Freizeit hingenommen.

Zu guter Letzt gilt mein Dank all denjenigen nicht namentlich Erwähnten, die mit vielen kleinen Hilfestellungen und Gesten zum Gelingen meiner Arbeit beigetragen haben.